

2
وزارة التعليم العالي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR

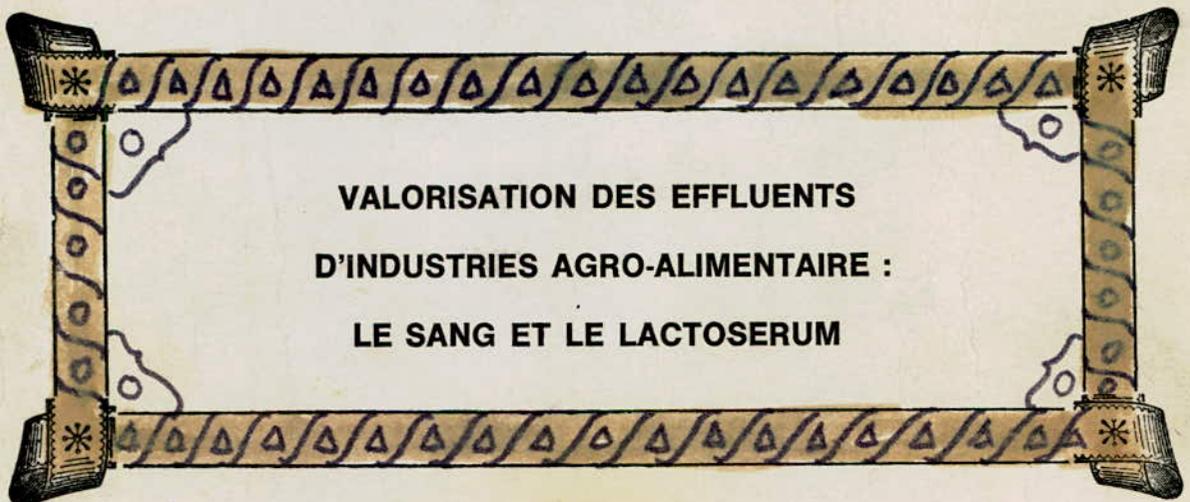
ECOLE NATIONALE POLYTECHNIQUE

DEPARTEMENT DE L'ENVIRONNEMENT

PROJET DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme d'INGENIEUR D'ETAT
EN GENIE DE L'ENVIRONNEMENT

THEME



Proposé par :
Mr N. MAMERI

Etudié par :
Mr N. NIMOUR

Dirigé par :
Mr N. MANERI

et
Mr D. KELLAL

ERRATUM

Page 34 vient à la page 30

Page 30 devient page 31, 31 devient 32,
32 → 33, 33 → 34

المهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR

المدرسة الوطنية المتعددة التقنيات
المكتبة — BIBLIOTHEQUE
Ecole Nationale Polytechnique

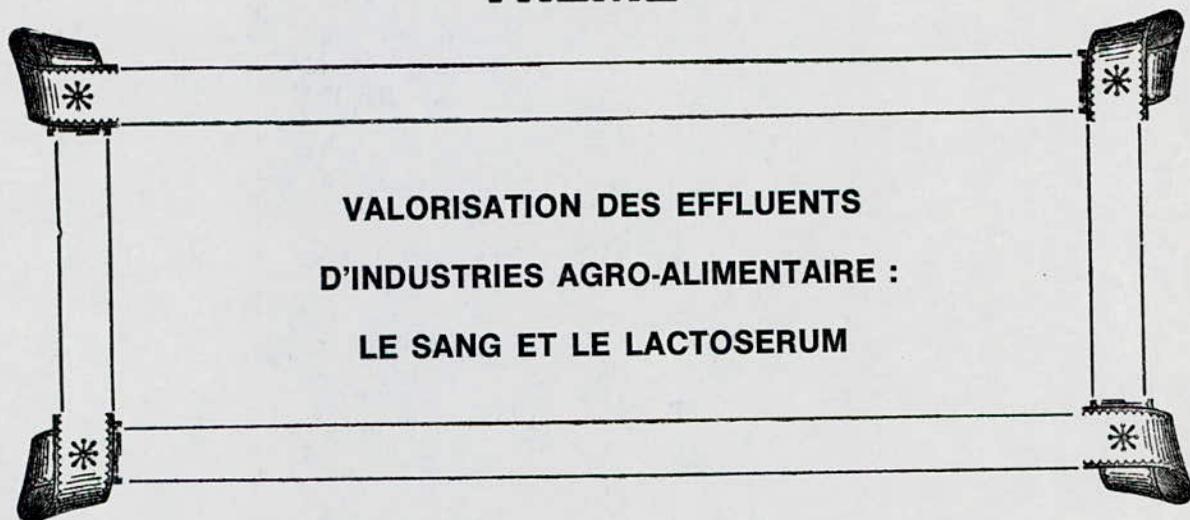
ECOLE NATIONALE POLYTECHNIQUE

DEPARTEMENT DE L'ENVIRONNEMENT

PROJET DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme d'INGENIEUR D'ETAT
EN GENIE DE L'ENVIRONNEMENT

THEME



Proposé par :
Mr N. MAMERI

Etudié par :
Mr N. NIMOUR
et
Mr D. KELLAL

Dirigé par :
Mr N. MAMERI

PROMOTION - JUIN 1988

المدرسة الوطنية المتعددة التقنيات
BIBLIOTHEQUE — المكتبة
Ecole Nationale Polytechnique

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

ECOLE NATIONALE POLYTECHNIQUE

DEPARTEMENT : ... DE L'ENVIRONNEMENT ...

PROMOTEURS : ... M^r N. MAMERT ...

ELEVES INGENIEURS : ... M^{rs} N. NIMDIR et N. KELLAL ...

تقويم متدفعات مبراح التغذية، الدم، ومصل الحليب

إنه هدف هذا المشروع يتجلى في دراسة فعالية الترشيح الدقيقة كطريقة لتكثير البروتينات الموجودة في المشتقات الممكنة تقييمها كالدوم ومصل الحليب ولهذا كان من الضروري أن نشغ في تهيؤ وسط خلية لترشيح الدقيقة تعمل بدون استمرار. نتائج مرقية قد نتجنا عليها خلال استعادة البروتينات بواسطة مرقية، مرقية عنوية، ونظنا عدم الإطراب في مميزات هذه الأخيرة الناتجة عن ظاهرة التلوث

SUJET : .. VALORISATION DES EFFLUENTS D'INDUSTRIES AGROALIMENTAIRE: Le sang et le lactosérum ...

RESUME : Cette étude porte sur la valorisation d'effluents de l'industrie agroalimentaire : le lactosérum et le sang des abattoirs. Pour ce faire, une cellule d'ultrafiltration opérant en discontinu a été réalisée et mise au point. Des résultats satisfaisants ont été obtenus lors de la récupération des protéines. Les performances de la membrane n'ont pas été perturbées.

subject : ... VALORIZATION OF FOOD INDUSTRY EFFLUENTS: The blood and lactosérum.

ABSTRACT : This study is dealing with the valorization of polluted waters from the food industry: lactosérum and blood from slaughterhouse. For that purpose, an ultrafiltration cell operating in a now continue mode has been realized and adjusted. Satisfactory results have been obtained when recovering proteins by means of organic membranes. The membrane performances have not been disturbed by the fouling phenomena.

—0—0—0—0— D E D I C A C E S —0—0—0—0—

Je dedie ce modeste travail à :

- mes parents .
- mes frères et soeurs .
- à tous mes proches , amis , et camarades de promotion .

N. NIMOUR

Je dedie ce modeste travail à :

- mes parents
- mes freres et soeurs
- toute ma famille
- tous mes freres et soeurs croyants

ET A TOUTS CEUX QUI CHERCHENT LE CHEMIN DU SALUT

D. KELLAL

المدرسة الوطنية المتعددة التقنيات
المكتبة — BIBLIOTHEQUE
Ecole Nationale Polytechnique

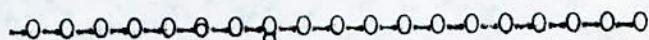
REMERCIEMENTS

Ce travail a été réalisé grâce à l'encadrement de MONSIEUR N. MAMERI . Nous tenons à lui exprimer nos remerciements pour ces précieux conseils et pour son aide matérielle et morale .

Nous remercions également MESSIERS M. MEZIANI et A. HOCINE pour l'aide matérielle qu'ils nous ont fournie pour l'elaboration de notre appareil .

Nos remerciements vont aussi à MONSIEUR le president de jury MENDJEL , MONSIEUR NAKIB ; M^{elle} HAMDI et M^{elle} ARRAR qui ont bien voulu examiné ce travail comme membres de jury .

Remercions enfin le personnel technique du departement , M^{rs} M. BENHAMOU et N. MABROUK , l'ensemble de notre promotion , ainsi que tous ceux qui , de prés ou de loin , ont contribué à la réalisation de ce modeste travail .





| | |
|---|----|
| INTRODUCTION | I |
| Premiere Partie : Etude Bibliographique | |
| Chapitre I.- Notions theoriques sur l'ultrafiltration | |
| I.- Introduction | 2 |
| II.- Generalites sur l'ultrafiltration | 2 |
| II.1.- Application de l'ultrafiltration | 3 |
| III.- Mecanisme de transfert | 5 |
| III.1.- Mecanisme de type capilaire | 5 |
| III.1.1.- Flux de solvant | 5 |
| III.1.2.- Flux de solute | 6 |
| IV.- Phenomene de polarisation | 8 |
| IV.1.- Nature de phenomene | 8 |
| Chapitre II.- Sang , Lactosérum et Proteines | |
| Introduction | I3 |
| I.- Le Sang | I3 |
| I.1.- Proteines plasmatiques | I3 |
| II.- Le Lactosérum | I5 |
| II.1.- Le lait | I5 |
| II.2.- Definition du lactosérum | I5 |
| II.2.1.- Type de lactosérum | I5 |
| I°) Lactosérums doux | |
| 2°) Lactosérum acides | |
| II.2.2.- Composition en proteines du lactosérum | I6 |
| Proteines | |
| I.- Introduction | I8 |
| I.1.- Definition | I8 |
| II.- Structure des proteines | I9 |
| II.1.- Structure primaire | |
| II.2.- Structure secondaire | |
| II.3.- Structure tertiaire | |
| II.4.- Structure quaternaire | |
| III.- Propriete des proteines | 20 |
| III.1.- Proprietes physico-chimiques | |
| III.1.1.- Solubilite | 20 |
| - Influence des électrolytes | 20 |
| - Influence du pH | 20 |
| - Influence de la temperature ... | 22 |

| | |
|---|----|
| - Constante diélectrique | 22 |
| III.I.2.- Propriétés électrolytiques .. | 22 |

Deuxième Partie : Partie Expérimentale

| | |
|---|----|
| I.- Description de l'appareil | 24 |
| II.- Dispositif expérimental | 24 |
| III.- Détermination des courbes de polarisation | 24 |
| III.I.- Mode opératoire | 26 |
| IV.- Dosage des protéines | 26 |
| IV.I.- Définition de l'électrophorèse | 28 |
| IV.2.- Principe de l'électrophorèse | 29 |
| IV.3.- Mode opératoire | 29 |
| V.- Résultats et interprétation | 37 |
| CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS | 47 |
| ANNEXES | |
| BIBLIOGRAPHIE | |

NOTATIONS



Symboles

| | | |
|-------|-----------------------------------|---|
| J_I | $GM^3 \cdot cm^{-2} \cdot S^{-1}$ | Debit du solvant par unité de surface. |
| P | $dyn \cdot cm^{-2}$ | Différence de pression de part et d'autre de la membrane. |
| x | cm | Epaisseur effective de la membrane. |
| N_p | cm^{-2} | Nombre de pores par unité de surface. |
| J_2 | $g \cdot cm^{-2} \cdot S^{-1}$ | Flux de soluté traversant la membrane. |
| C_o | $g \cdot cm^{-3}$ | Concentration du soluté dans la solution qu'arrive sur la membrane. |
| C_p | $g \cdot cm^{-3}$ | Concentration du soluté dans le permeat qui a traversé la membrane. |
| R | % | Taux de rejet. |
| k | $cm \cdot S^{-1}$ | Coefficient de transfert de matière. |
| D | $cm^2 \cdot S^{-1}$ | Coefficient de diffusion. |
| C_g | $g \cdot cm^{-3}$ | Concentration du soluté dans le gel. |
| C | $g \cdot cm^{-3}$ | Concentration de chaque ion. |
| Z | mg/l mol/l | La charge électrique électrovalence de chaque ion. |
| S | | Solubilité de la protéine. |
| K' | | Constante de relargage. |
| S | <u>secondes</u> | Constante de sédimentation. |
| G | $m \cdot S^{-2}$ | Force centrifuge. |
| r | m | Distance entre l'axe et la particule. |
| N | tr/mm | Nombre de tours effectuées par minute. |
| C_m | $g \cdot cm^{-3}$ | Concentration du soluté au niveau de la membrane. |
| L_p | | Perméabilité de la membrane. |

LETTRES GREQUES

المدرسة الوطنية المتعددة التقنيات
المكتبة — BIBLIOTHEQUE
Ecole Nationale Polytechnique

μ P (Poiseuille) ----- Viscosité dynamique

ϵ ----- Porosité de surface

τ ----- facteur de la tortuosité

ω rd/s ----- vitesse angulaire

μ' mg/l, mol/l ----- force ionique

δ cm ----- épaisseur de la couche de polarisation

β ----- Constante dépendant de la protéine
et du milieu.

σ ----- fraction de liquide qui passe à travers
les pores de dimension suffisante
pour ne pas retenir les moles du soluté.

La recherche de technologie propre ne provoquant que le rejet d'effluents peu polluant dans le milieu naturel tout en permettant la récupération d'un sous produit valorisable nous a conduit à étudier l'application de l'ultrafiltration à la concentration des dérivés sanguins et laitiers .

On rappelle à ce propos que le seul abattoir de HUSSEIN DEY libère en moyenne 652,2 t/an de sang animal , soit une perte approximative de 117,4 tonnes de protéines de grande valeur , et que l'unité de fabrication du fromage de BOUDOUAOU rejette 8100 t/an de lactosérum ce qui représente environ une perte de 72,9 t/an de protéines (sans tenir compte des pertes considérables en lactose) .

Le choix d'un procédé membranaire nous a été suggéré par le fait qu'il conserve les qualités nutritionnelles des produits à séparer avec une consommation énergétique aussi faible que possible . Nous nous sommes intéressés à voir dans quelle mesure l'ultrafiltration pourrait contribuer d'une part à la récupération des protéines et d'autre part à la dépollution de ces deux effluents biologiques .

Au cours de cette étude nous allons réaliser une cellule d'ultrafiltration qui va nous permettre de vérifier la fiabilité de la membrane dans le cadre de la concentration des protéines et de l'abattement de la pollution du sang et du lactosérum . Enfin , nous ^{nous} intéresserons au comportement de la membrane vis à vis des solutions à ultrafiltrer

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chap : 1

NOTIONS THEORIQUES SUR
L'ULTRAFILTRATION

I. INTRODUCTION

Depuis 1965 l'ultrafiltration a pris un très grand essor dans le domaine de la dépollution industrielle, concentration de protéines et matières valorisables.

Ce procédé a connu un grand développement à la suite de la mise en oeuvre des membranes polymériques à grand perméabilité et à un taux de rejet en soluté élevé. (1)

L'ultrafiltration a été appliquée dans plusieurs domaines industriels particulièrement dans l'industrie alimentaire, car ce processus permet d'éviter des dégâts causés par la chaleur (dénaturation des protéines, activités enzymatiques, etc...) ainsi que les pertes de chaleur. (2)

Les autres procédés de séparation (distillation, ultracentrifugation, thermocoagulation, etc...) sont plus énergivores.

II. GENERALITES SUR L'ULTRAFILTRATION

L'ultrafiltration peut être définie comme un procédé de séparation en phase liquide par perméation à travers des membranes permselectives sous l'action d'un gradient de pression. (3)

C'est donc un simple tamisage sur une membrane dont les pores sont assez fins pour permettre la rétention des molécules dont le poids moléculaire est compris entre 1000 et $5 \cdot 10^5$ suivant la membrane utilisée. (4)

Les membranes d'ultrafiltration ont la propriété d'effectuer une séparation en fonction des dimensions des molécules ou de leur poids moléculaire, tout constituant dont le poids est égale ou supérieur à un seuil caractéristique de la membrane appelé seuil de coupure sera retenu par cette membrane, tout constituant de poids inférieur la traversera.

Le poids moléculaire n'intervient pas seul, la forme et la structure des molécules influent aussi sur la probabilité de passage à travers les membranes.

On a donc un procédé de concentration et de purification de grosses molécules.

L'ultrafiltration peut être considérée comme un procédé de filtration à l'échelle moléculaire, la figure I nous donne sa position. (3)

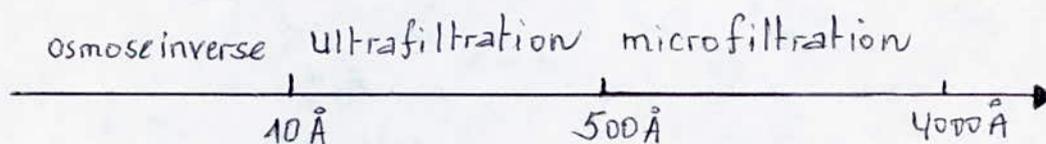


Figure : 1 positionnement des techniques à membranes en fonction du rayon des solutés.

II.I. APPLICATION DE L'ULTRAFILTRATION

De par son principe, l'ultrafiltration a des possibilités d'applications multiples dans les domaines les plus variés:

- Industrie alimentaire :

- Récupération des protéines à partir du lactosérum (lactalbumine, sérumalbumine, immunoglobuline).
- Récupération des protéines à partir du sang (albumines, globulines).
- Ultrafiltration du lait pour la fabrication du fromage (augmentation du rendement de transformation du lait en fromage, économie de présure, etc....).

- Industrie des traitement de surfaces:

- Traitement de la peinture par électrophorèse (économie de peinture réalisée grâce à l'ultrafiltration).

- Applications diverses:

- Préparation des enzymes.
- Traitement des émulsions d'huile et eau.
- Purification de l'air. (3)

A cet effet on peut citer à titre indicatif les deux exemples d'utilisation suivants:

- Ultrafiltration du lactosérum:

La figure 3 donne un schéma possible de traitement à deux étapes:

Dans une première étape, le lactosérum est concentré par ultrafiltration jusqu'à une concentration finale égale, par exemple, à 10 fois celle du départ.

Le seuil de coupure de la membrane (environ poids moléculaire $PM = 20000$) est tel qu'il permet le passage du lactose et des sels minéraux et empêche celui des protéines.

A partir du concentrat, on peut après séchage obtenir une poudre de protéines possédant une valeur nutritive excessivement élevée et pouvant être utilisée pour l'alimentation animale.

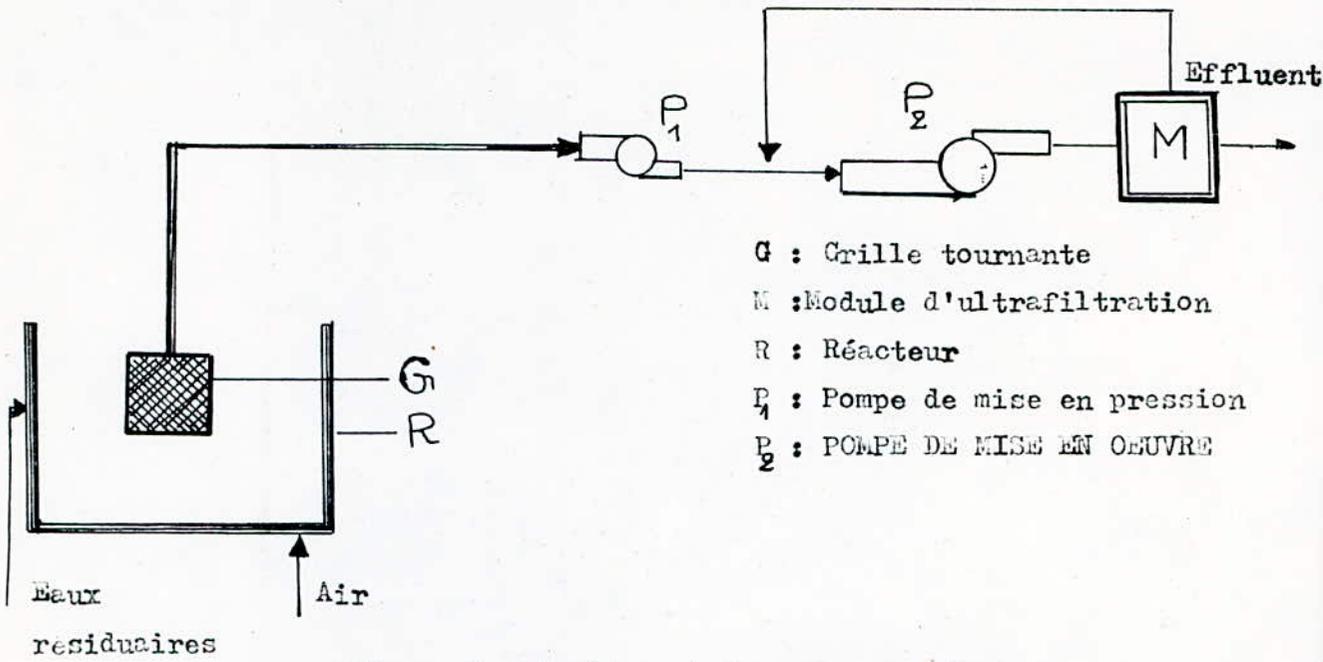


Figure 2 : Traitement des eaux residuaires par ultrafiltration

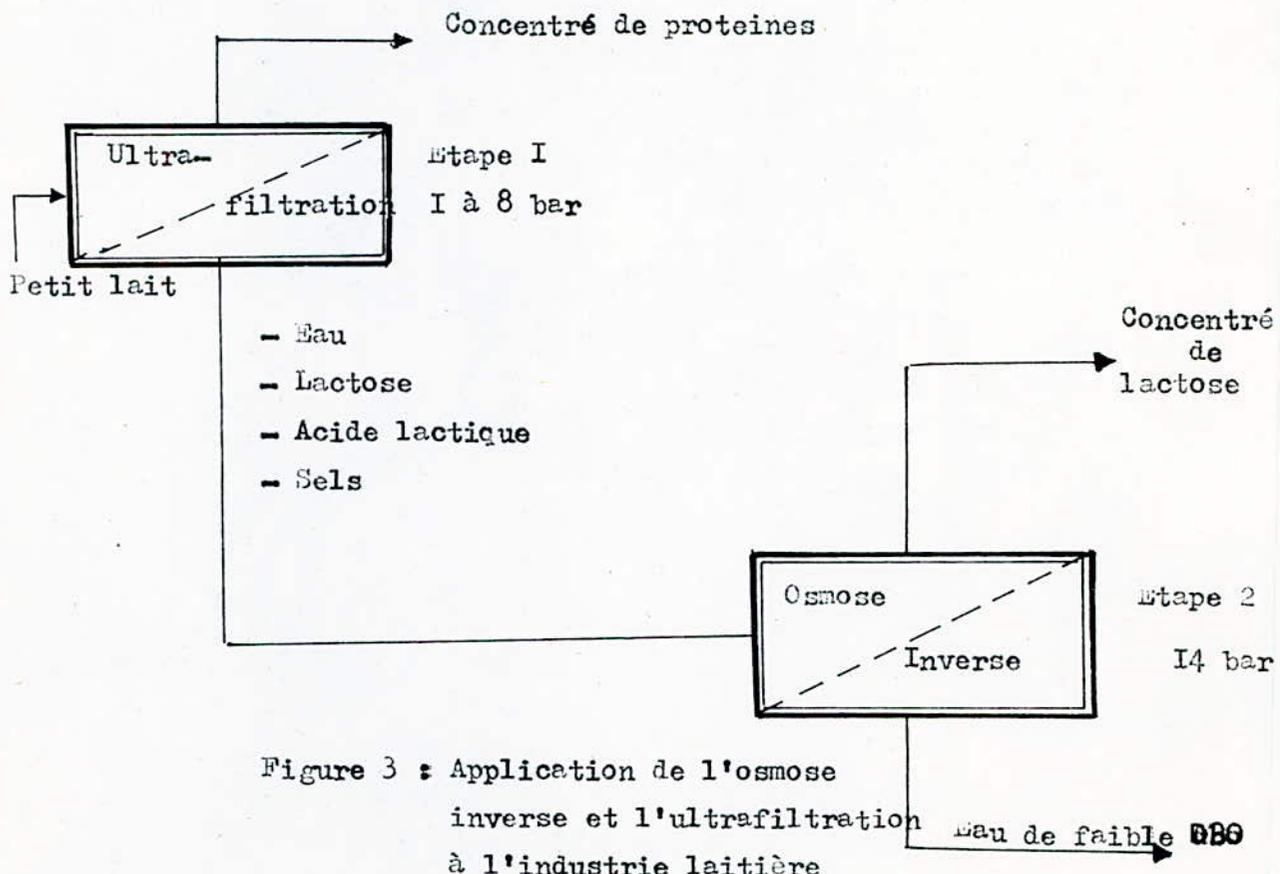


Figure 3 : Application de l'osmose inverse et l'ultrafiltration à l'industrie laitière

Dans une deuxième étape, l'ultrafiltrat est concentré par osmose inverse de manière à obtenir un produit riche en lactose, qui peut être utilisé dans l'industrie alimentaire. (3)

2° / TRAITEMENT DES EAUX RESIDUAIRES

Dans le procédé montré par la figure 2, l'eau d'égout pénètre dans un réacteur d'aération et de mélange.

La liqueur mélangée de boues activées est soutirée en continu du réacteur à travers une grille tournante en forme de tambour, se nettoyant automatiquement pour empêcher les matières grossières en suspension de colmater les membranes, elle est ensuite pompée dans le module d'ultrafiltration: L'ultrafiltrat constitue l'effluent épuré tandis que le rétentat est recyclé vers le réacteur. (3)

III.-- MECANISME DU TRANSFERT

Plusieurs théories ont été avancées pour décrire les phénomènes de transfert de masse à travers les membranes semi-perméables et expliquer le mécanisme de sélectivité de ces membranes.

par exemple la théorie basée sur le phénomène de diffusion qui s'applique relativement bien dans le cas d'osmose inverse, et celle qui est basée sur la notion de capillaires qui, elle, s'applique mieux aux membranes d'ultrafiltration. (3)

III.I.-- MECANISME DU TYPE CAPILLAIRE

Cette théorie consiste à considérer les membranes comme un milieu poreux constitué d'une multitude de capillaires: dans ce cas sélectivité et perméabilité peuvent être déterminées à partir du rayon de pore, du nombre de pores et de leur courbe de distribution. (3)

III.I.I.-- FLUX DE SOLVANT

Le flux de solvant à travers une telle membrane peut être déterminé par la loi de Poiseuille.

$$J_I = \frac{\pi r^4 \cdot N_P \Delta P}{8 \mu \Delta x}$$

J_I ($\text{cm}^3 \cdot \text{S}^{-1} \cdot \text{cm}^{-2}$) : debit du solvant par unité de surface;

ΔP ($\text{dyn} \cdot \text{cm}^{-2}$) : différence de pression de part et d'autre de la membrane;

Δx (cm) : épaisseur effective de la membrane;

(P) : viscosité dynamique;

N_p (cm^{-2}) : nombre de pores par unité de surface.

N_p est relié à la porosité par la relation:

$$N_p = \frac{\epsilon}{\pi r^2 \tau} \quad (2)$$

avec ϵ : porosité égale au rapport du volume total des pores de la membrane sur le volume apparent de cette membrane;

τ : facteur de la tortuosité, c'est le rapport de la largeur moyenne des pores sur l'épaisseur de la membrane. (3)

$$J_I = \frac{\epsilon r^2}{8 \mu \tau} \frac{\Delta P}{\Delta x} \quad (3)$$

III.1.2. FLUX DU SOLUTE

Le flux du soluté peut s'exprimer par la relation:

$$J_2 = \sigma_2 \cdot J_I \cdot C_0 = \sigma_2 \cdot C_0 \cdot \frac{K_I}{\Delta x} \cdot \Delta P \quad (4)$$

avec $K_I = \frac{\epsilon r^2}{8 \tau}$

σ_2 : constante sans dimension comprise entre 0 et 1;

J_2 ($\text{g} \cdot \text{cm}^{-2} \cdot \text{S}^{-1}$) : flux du soluté traversant la membrane;

C_0 ($\text{g} \cdot \text{cm}^{-3}$) : concentration du soluté dans la solution qui arrive sur la membrane.

Physiquement la constante σ_2 représente la fraction de liquide qui passe à travers les pores de dimensions suffisantes pour ne pas retenir les moles de soluté.

Le principe de conservation de masse nous permet d'écrire:

$$J_2 = J_I \cdot C_p \quad (5)$$

où C_p ($\text{g} \cdot \text{cm}^{-3}$) : concentration du soluté dans le perméat qui a traversé la membrane.

d'après (4)

$$\sigma_2 = J_2 / J_1 C_0$$

$$\text{d'où } \sigma_2 = J_1 C_p / J_1 C_0 = 1 - R \quad (6)$$

$$\text{avec } R = (C_0 - C_p) / C_0$$

R : taux de rejet.

IV.- PHENOMENE DE POLARISATION

IV.1.- NATURE DU PHENOMENE

Les membranes d'ultrafiltration ayant pour but d'effectuer la séparation, il est certain qu'il va y avoir accumulation progressive des molécules arrêtées le long de la membrane. C'est le phénomène de polarisation de concentration.

Il est évident que des conséquences de ce phénomène vont diminuer les performances d'une installation d'ultrafiltration, et cela par:

- La diminution du flux de solvant;
- la diminution du taux de rejet R

D'après la relation établie par Poiseuille

$$J_1 = \frac{\pi \cdot r^4 N_P}{8 \mu} \frac{\Delta P}{\Delta x}$$

Le débit du solvant J_1 devrait être proportionnel au gradient de pression ΔP . L'expérience a montré que cette proportionnalité n'est plus valable au delà d'une certaine valeur de ΔP (figure 6); cela est dû au phénomène de polarisation qui a lieu en deux phases:

-Polarisation primaire: Au cours de laquelle le débit J_1 dépend toujours de ΔP mais sans qu'il ait proportionnalité, ceci s'explique physiquement par le fait que la concentration au niveau de la paroi ultrafiltrante devenant supérieure à celle de la solution, il s'ensuit une diffusion du soluté de la couche limite vers le cœur de la solution (figure 7).

-Polarisation ^{S C} secondaire: dans laquelle le débit J_1 devient indépendant de ΔP . Les macromolécules ayant un coefficient de diffusion faible, il arrive que la concentration de ces dernières le long de la paroi peut atteindre la concentration de gel C_g , il s'ensuit la formation d'une couche de gel et crée ainsi une résistance additionnelle (figure 8).

La relation (I) devient alors

$$J_I = k \cdot \text{Log} \frac{C_o - C_p}{C_o - C_p}$$

avec $k = \frac{D}{S}$: Coefficient de transfert de matière ($m \cdot S^{-1}$).

D : Coefficient de diffusion ($m^2 \cdot S^{-1}$).

S : Epaisseur de la couche de polarisation.

C_o, C_p, C_s : Sont respectivement les concentrations du soluté dans le gel, dans le perméat et dans la solution.

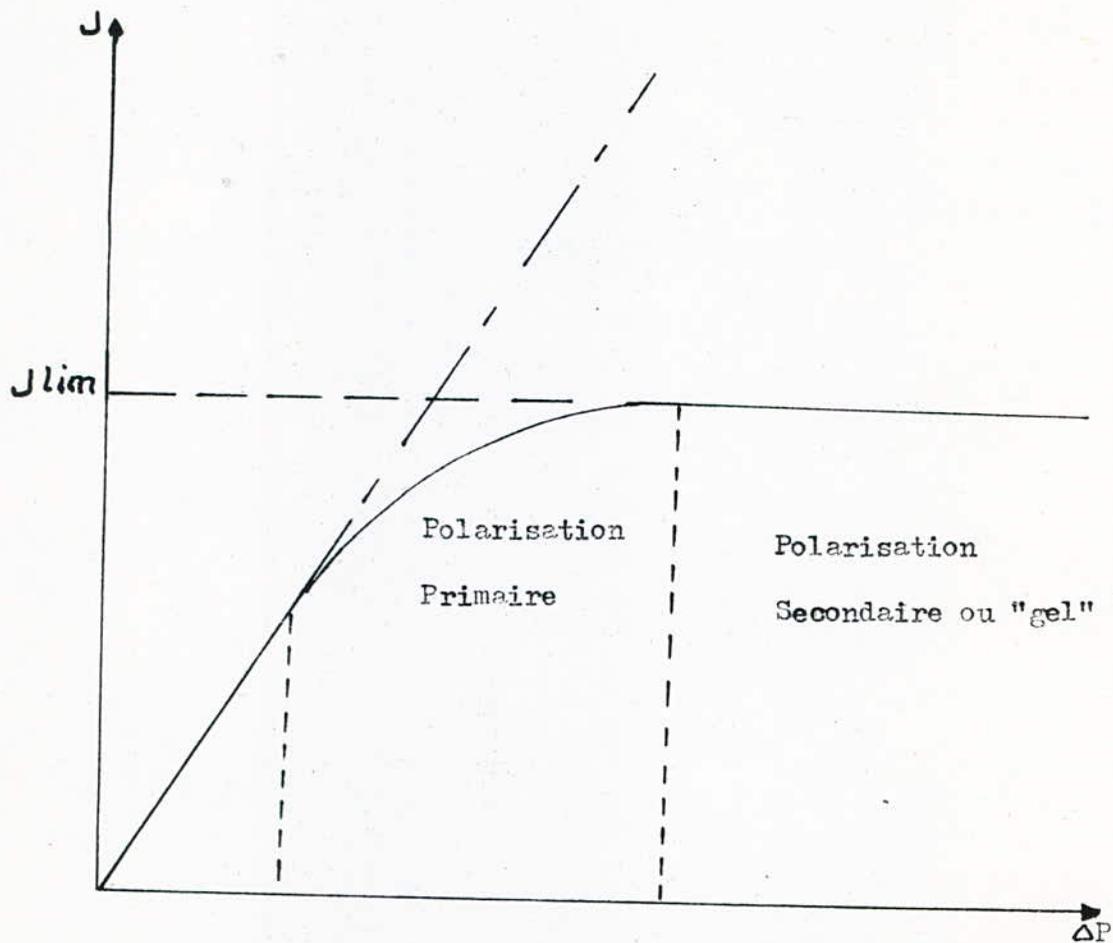


Figure 6: Courbe de polarisation

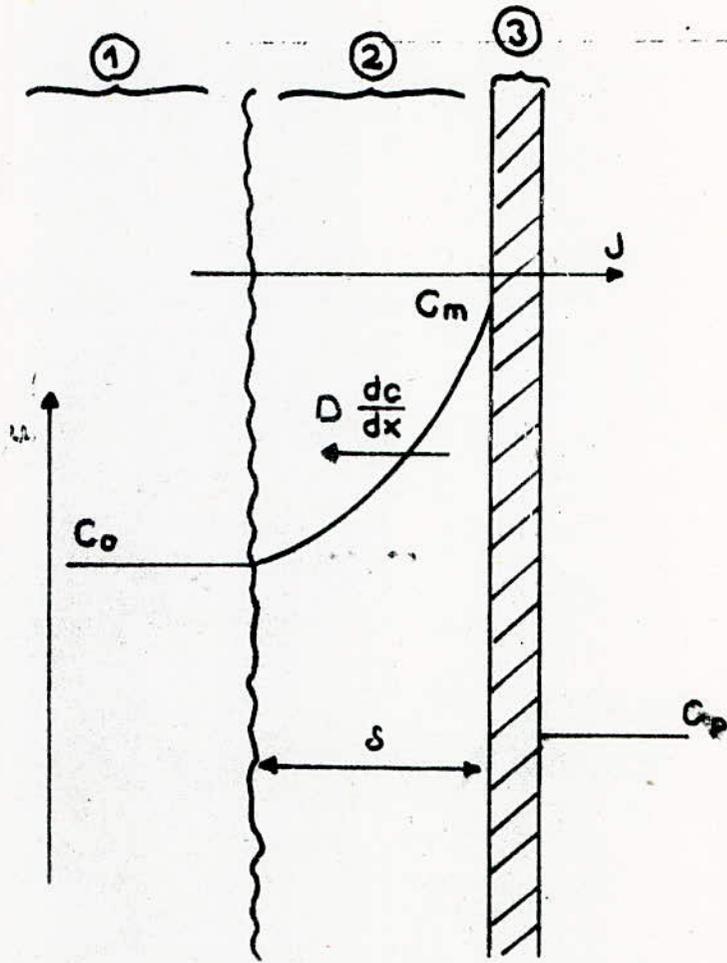


Figure 7: (I) sein de la solution
 (2) couche de polarisation
 (3) membrane

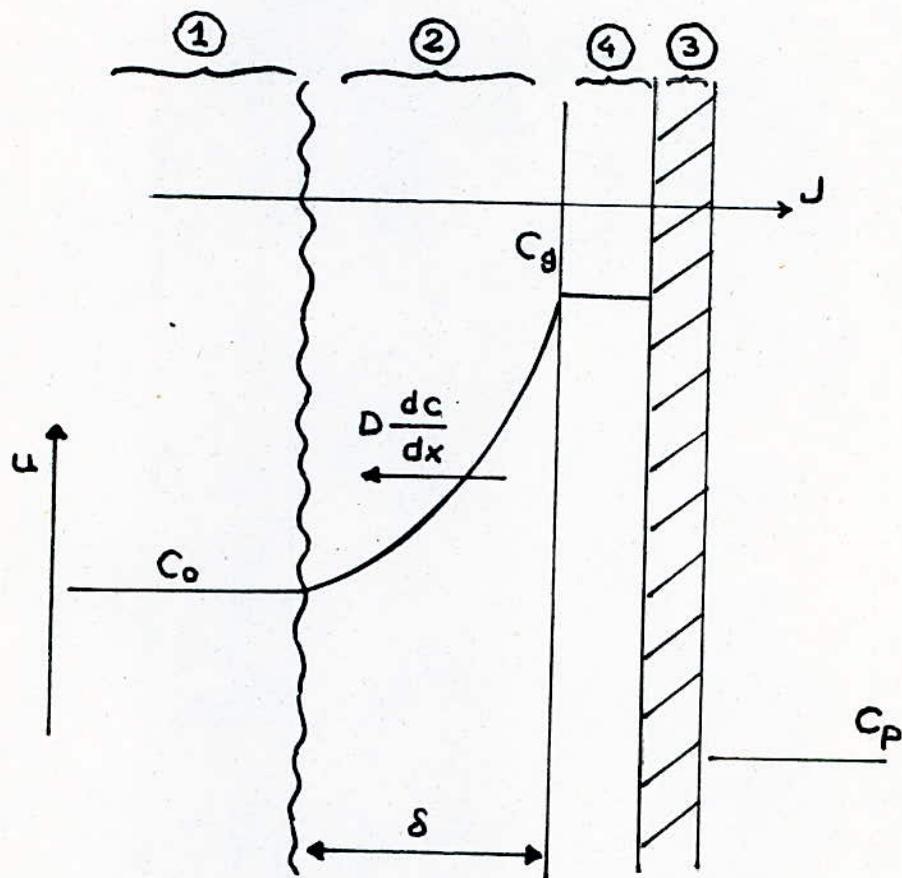


Figure 8: (1) sein de la solution
 (2) couche de polarisation
 (3) membrane
 (4) "gel"

CHAPITRE : II

SANG LACTOSERUM ET PROTEINES

INTRODUCTION

Notre travail visant essentiellement à récupérer les protéines des effluents du sang et de lactosérum, et de diminuer la pollution, il y a lieu de donner un aperçu (définition, composition, ..etc.) sur ces effluents ainsi que sur les protéines et leur propriétés.

I.- LE SANG

Elément vivant, liquide, circulant dans le système circulatoire et irrigant tous les tissus de l'organisme.

Le sang se compose de deux parties, le plasma et les éléments figurés (des cellules), qui peuvent être séparés par centrifugation du sang (voir annexe I) préalablement rendu incoagulable.

Le volume des éléments figurés du sang représente normalement 45% du volume sanguin total: Ces éléments figurés sont les globules rouges ou hématies, les globules blancs ou leucocytes; les plaquettes ou thrombocytes.

Le liquide surnageant^a au dessus des cellules sédimentées constitue le plasma dont la composition est complexe, puisqu'il contient en solution aqueuse des sels minéraux, des protéines et des acides aminés, du glucose, des acides organiques, du cholestérol, des vitamines, des hormones et des gaz. (voir annexe II)

Le serum, obtenu par centrifugation d'un sang qui a coagulé spontanément, a la même composition que le plasma mais est dépourvu du fibrinogène, qui s'est transformé en fibrine insoluble au cours de la coagulation.

I.I.- Protéines plasmatiques

Le plasma contient 75 à 85 g de protéines par litre.

Elle représente la somme d'un grand nombre de protéines ayant une structure, une fonction et un métabolisme propre. On peut séparer ces protéines par diverses techniques: Electrophorèse, immuno-electrophorèse, ultracentrifugation ou précipitation fractionnée.

La technologie la plus utilisée est l'électrophorèse.

Les principales protéines du plasma ainsi que leur caractéristiques sont regroupées dans le tableau suivant (17)

Tableau N° = I

| Type de protéines | Masse moléculaire | Concentration dans le plasma (mg/100ml) | Fonction biologique |
|---------------------------------|----------------------|---|---|
| Préalbumine | 61.000 | 10 - 40 | Fixation de la thyroxine |
| Albumine | 69.000 | 3900-5500 | Fonctions osmotiques transport |
| α_1 -glycoprotéine acide | 44.000 | 70-110 | --- |
| α_1 -lipoprotéine | 200.000 | 290-770 | Transport de graisses et de lipides |
| α_1 -antitrypsine | 54.000 | 190-500 | Inhibiteur trypsique |
| α_1 -antichymotrypsine | 68.000 | 22,7 | Inhibiteur chymotrypsique |
| α_{11} -glycoprotéine | --- | 10 | --- |
| Céruleoplasmine | 160.000 | 10-40 | Oxydase (?) Transport Cu (?) |
| α_2 -macroglobuline | 820.000 | 130-380 | Inhibiteur trypsique et de la plasmine |
| haptoglobine | 10.000 | 10-220 | Liaison avec l'hémoglobine libre |
| β -lipoprotéine | 3-20.10 ⁶ | 290-950 | Transport des graisses et des lipides |
| transferrine | 90.000 | 200-450 | Liaison et transport du fer dans le plasma |
| β_c -globuline | --- | 30-140 | Facteur du complément |
| fibrinogène | 341.000 | 200-600 | Coagulation (précurseur de la fibrine) |
| γ_G -globuline | 160.000 | 800-1800 | Anticorps contre des protéines étrangères et des antigènes bactériens |
| γ_A -globuline | 150.000 | 120-400 | Anticorps définis, isoeagglutinines |
| γ_M -globuline | 960.00 | 80-170 | Anticorps définis, isoeagglutinines |

II.-- LE LACTOSERUM

Le lactosérum est l'un des nombreux produits valorisables issus d'un liquide biologique essentiel: Le lait.

II.1.-- LE LAIT

Le lait est un liquide biologique complexe. Il comprend principalement:

- Le lactose: Sucre qui constitue environ 50% de l'extrait sec dégraissé (50g/l);

- des éléments minéraux: (7 à 8g/l) qui sont important au niveau des équilibres biologiques;

- des protéines (33g/l): qui sont avec les matières grasses (environ 30 g/l) la matière la plus valorisable. On retrouve dans le lait deux familles de protéines: Les caséines (80% en poids) présentes sous forme micellaire ou pseudosolubles et les séroprotéines (20% en poids) ou protéines solubles qui se retrouvent dans le lactosérum.

II.2.-- LE LACTOSERUM: Définition

Le lactosérum est le produit obtenu après séparation de la caséine du lait, et sa composition est donc voisine de celle du lait ^{écrémé} privé de caséine.

C'est un liquide jaune-vert qui peut être assimilé à une solution diluée de sels minéraux, de lactose (sucre difficilement assimilable) et de protéines de grande qualité celles-ci ne représentent néanmoins que 0,7 à 0,9% en poids.

Le lactosérum est souvent obtenu comme sous-produit de la fabrication des fromages et de la caséine.

II.2.1.-- Types de lactosérum

On distingue deux types de lactosérum selon la technologie de préparation utilisée:

1° / Lactosérums doux

Ils résultent de la coagulation du lait à l'aide d'un enzyme protéolytique, la présure, qui agit par hydrolyse d'une partie de la caséine. Cette hydrolyse libère un petit hydrophyle, la caséinomacropéptide (CMP) dont le

rôle est de stabiliser la structure micellaire des caséines. Le pH d'un lactosérum doux est donc en général supérieur à 6,5 (souvent égale à 6,6).

L'équilibre des minéraux en solution est comparable à celui du lait écrémé en particulier en ce qui concerne la teneur en calcium ionique.

Les protéines présentes correspondent à l'ensemble des séroprotéines du lait plus le caséinomacropéptide.

2° / Lactosérums acides

Ils sont obtenus par précipitation de la caséine à son point isoélectrique (4,6) par un acide minéral (le plus souvent HCl) ou par la production lactique à l'aide de ferments ensemencés dans le lait.

On obtient ainsi des lactosérums dont le pH est voisin de 4,6, et de composition globale sensiblement différente de celle des lactosérums doux.

L'équilibre minéral est en effet profondément modifié car la précipitation au point isoélectrique conduit à une destruction totale des micelles de caséine et à une libération de calcium qui servait à la stabilité de l'édifice micellaire par l'intermédiaire de ponts ioniques. Globalement, la teneur en cendres et en calcium est donc considérablement augmentée.

D'autre part, les protéines présentes ne sont que les séroprotéines originaires du lait, à l'exclusion du caséinomacropéptide.

Quelques différences peuvent exister entre les deux types de lactosérum acide, à cause de la présence de lactates dans les sérums obtenus par acidification microbienne. (6)

II.2.2.- Composition en protéines du lactosérum

Le lactosérum est constitué de protéines de haute valeur alimentaire et souvent considérés comme étant les seules à répondre intégralement aux besoins de la croissance. (7)

Le tableau n° I résume les caractéristiques des principales protéines du lactosérum. (I2)

Tableau n° = I

Caractéristiques des principales protéines du lactosérum.

| Protéine | Masse molaire (g) | pH _i | Solubilité | | Sensibilité à la chaleur | Contribution pondérale (g/100ml) |
|------------------|-------------------|-----------------|--------------------|------------------------------|--------------------------|----------------------------------|
| | | | Au pH _i | avec Ca ⁺⁺ à 20°c | | |
| α-Lactalbumine | 14200 | 5,1 | (S) | (S) | (in) Si θ > 95°c | 0,12 (3,7) |
| β-Lactoglobuline | 18400 | 5,2 | (S) | (S) | (in) Si θ > 75°c | 0,3 (8,5) |
| Serumalbumine | 69000 | 4,8 | (S) | (S) | (In) Si θ > 65°c | 0,03 (0,85) |
| Immunoglobuline | 160000 à 1000000 | 4,6 à 6 | (S) | (S) | (in) Si θ > 60°c | 0,05 (2) |
| Protéose-peptone | 4000 à 40000 | 3,7 | (S) | (S) | Stable | 0,06 (1,7) |

(in) : instable;

(S) : soluble;

pH_i : pH isoélectrique.

I.- INTRODUCTION

La cellule vivante comprend, comme constituants caractéristiques, des macromolécules appelées macromolécules informationnelles. Dans ce groupe on trouve les protéines et parmi elles les enzymes, et les acides nucléiques. (10)

Les protéines sont en effet présentées dans toutes les cellules où elles jouent des rôles fort variés, sous forme d'éléments de structure, de molécules contractiles, d'enzymes, etc. (11)

I.1.- DEFINITION

Les protéines sont des substances caractéristiques de la matière vivante, constituées par l'assemblage d'acides aminés, unis par des liaisons peptidiques. (5)

La liaison peptidique résulte de la combinaison entre le carboxyle d'un acide aminé et l'amine d'un autre acide aminé avec perte d'une molécule d'eau. (10)

Le poids moléculaire de la protéine varie de 6000 à plusieurs millions. (5)

On distingue habituellement:

-Les protéines fibreuses (scléroprotéines), insolubles dans l'eau de poids moléculaire très grand et mal défini. Rencontrées dans les tissus de soutien et de protection.

-Les protéines globulaires, parmi lesquelles figurent les protéines douées d'activité biologique, le plus souvent solubles dans les solutions salines diluées en milieu aqueux, de structure généralement sphérique ou ovoïde, de poids moléculaire varié mais défini (entre 10^4 à 10^6 et plus). (11)

II.-- STRUCTURE DES PROTEINES

II.1.-- STRUCTURE PRIMAIRE

Elle correspond à l'enchaînement linéaire des acides α -aminés reliés entre eux par la seule liaison peptidique.

Cette structure est en fait imposée par le génôme et conditionne à son tour les structures secondaire et tertiaires de la protéine.

II.2.-- STRUCTURE SECONDAIRE

Les C=O et NH de deux liaisons peptidiques disposées l'une en dessous de l'autre peuvent contracter une liaison hydrogène: On obtient par enroulement de la chaîne une spire dont la configuration a été établie par Pauling et Corey c'est l'hélice α .

II.3.-- STRUCTURE TERTIAIRE

Elle est obtenue par repliement de la chaîne sur elle même et formation de liaison de type:

- Pont disulfurés (covalente);
- liaisons hydrogène;
- liaisons électrostatiques (ou ionique);
- liaisons hydrophobes.

La protéine se présente alors sous la forme d'un "Peloton" de telle sorte que les groupements polaires sont à la surface et les groupements apolaires, et donc hydrophobes, tournés vers l'intérieur de la protéine, formant ainsi une zone interne hydrophobe.

II.4.-- STRUCTURE QUATERNAIRE

C'est une structure spécifique des protéines enzymatiques, constituées par l'association de plusieurs chaînes (monomères): La molécule est polymérique et comporte un axe de symétrie.

Les monomères sont unis entre eux par des liaisons, hydrogène ou hydrophobes (jamais de liaisons covalente). (13)

III.I.-- PROPRIETES PHYSICO-CHIMIQUES

III.I.I.-- SOLUBILITE

La solubilité des protéines dans leur solvant naturel, l'eau, dépend de leur composition et de leur structure, mais peut être modifiée sous l'influence de divers facteurs qu'il est important de connaître et lorsqu'on désire par exemple extraire et purifier une protéine à partir d'un milieu biologique complexe. ()

INFLUENCE DES ELECTROLYTES

La solubilité est fonction de la composition ionique du milieu, en particulier de la force ionique qui est donnée par la relation suivante

$$\mu' = \frac{1}{2} \sum c Z^2$$

c: La concentration de chaque ion;

Z: la charge électrique (électro-valence) de chaque ion.

A faible force ionique, les ions, surtout monovalents, favorisent la solubilisation en stabilisant les groupes chargés des protéines.

Ainsi certaines protéines ne sont pas solubles dans l'eau mais sont solubles dans une solution diluée de NaCl (chlorure de sodium)

A force ionique forte, au contraire, les ions tendent à précipiter les protéines. Tout se passe comme s'il y avait compétition entre les protéines et les ions vis-à-vis des molécules d'eau. Ce phénomène est le relargage (FIGURE 2). (10)

La solubilité des protéines en présence de force ionique variées se définit par l'équation:

$$\log S = \beta - K' \mu'$$

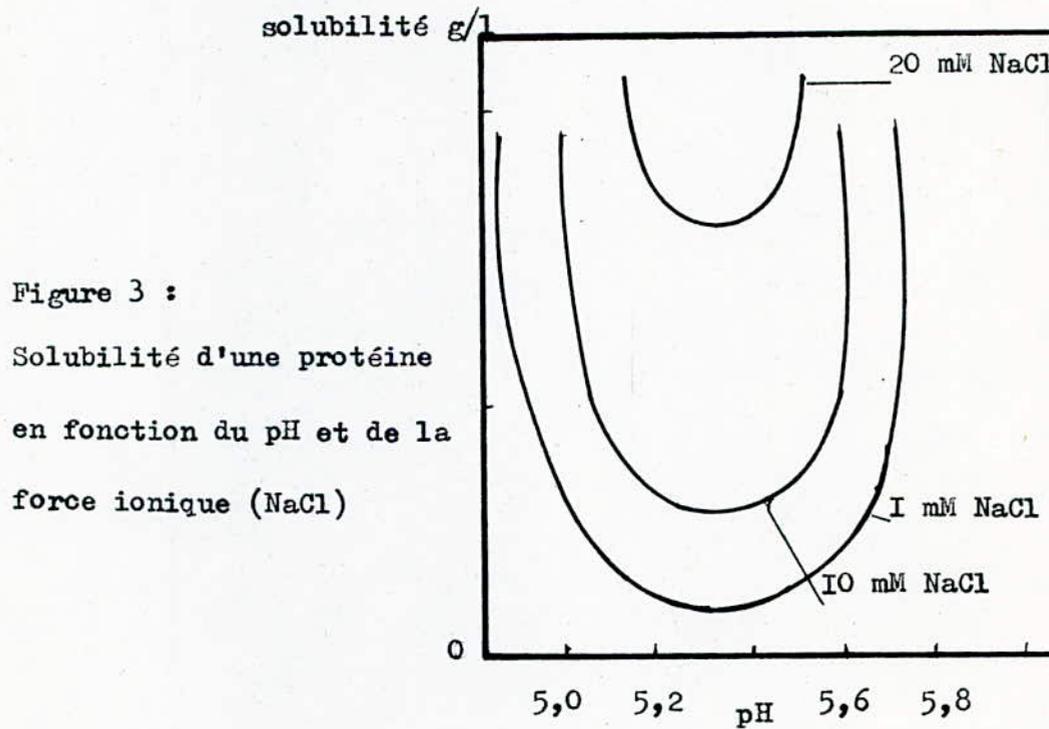
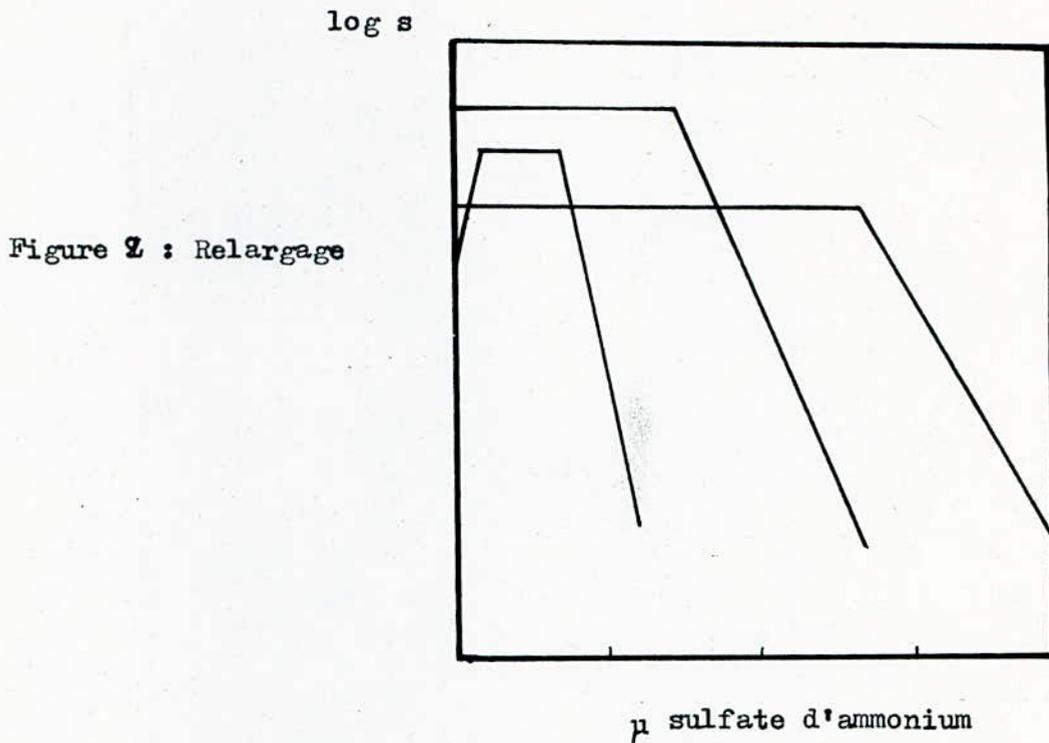
S: La solubilité de la protéine;

μ' : la force ionique du milieu;

β : constants dépendant de la protéine et du milieu;

K': constante appelée constante de relargage.

INFLUENCE DU pH



La solubilité en fonction du pH est en général représentée par une courbe en U avec un minimum au voisinage du point isoélectrique (figure 3).

Tout se passe comme si au pH_1 la répulsion entre molécules protéiques était minima, les molécules tendent à former des agrégats qui précipitent. (IO)

-INFLUENCE DE LA TEMPERATURE

Dans la plus part des cas, la solubilité des protéines augmente légèrement quand la température s'élève, par exemple entre 0 et 40°C.

Mais l'élévation de la température favorise leur dénaturation, suivie en général de précipitation. (II)

-CONSTANTE DIELECTRIQUE

La constante diélectrique du solvant où se trouvent les protéines détermine l'influence de ce solvant sur les interactions électrostatiques entre les molécules de protéines. En milieu aqueux, le nombre énorme des molécules d'eau (dipoles) de constante diélectrique élevée, tend à diminuer les interactions entre les charges opposées des protéines qu'ont peu de tendance à s'agréger.

L'addition d'éthanol ou d'acétone, de constante diélectrique plus faible, augmente les forces attractives entre les protéines, facilitant la formation d'agrégats et la précipitation. Par conséquent, les solvants organiques à faible constante diélectrique et miscibles à l'eau sont d'excellents agents de précipitation des protéines, à condition de les utiliser à basse température (-5°C) pour éviter leur dénaturation. (II)

II.I.2.-- PROPRIETES ELECTROLYTIQUES

Les protéines sont des polyélectrolytes amphotères. Les radicaux NH_2 et $COOH$ proximaux n'entre pas en ligne de compte car, à l'exception de ceux des acides aminés terminaux, ils sont engagés dans les liaisons peptidiques.

Dans un milieu basique la protéine se comporte comme un anion, elle est chargée négativement.

Si on met une protéine dissoute dans le tampon basique dans un champ électrique, elle se déplace vers l'anode. Inversement, en milieu acide la protéine se comporte comme un cation, elle est chargée positivement et se déplace dans un champ électrique vers la cathode.

A un certain pH intermédiaire, la somme des charges est nulle, ce pH se définit comme le pH isoélectrique, comme pour les acides aminés. Le point isoélectrique des protéines varie entre $pH_i = 1$ (pepsine) et $pH_i = 10$ (Histone). Un grand nombre de protéines ont un pH_i compris entre 4 et 7. (10)

DEUXIEME PARTIE
PARTIE EXPERIMENTALE

I.- DESCRIPTION DE L' APPAREIL

Dans le cadre de notre travail , nous avons été amenés à réaliser une cellule d'ultrafiltration (voir planche N° I) que nous avons mise à profit pour la concentration des protéines à partir de deux effluents d'industrie agro-alimentaire ; le sang et le lactosérum .

Cette cellule possède les caractéristiques suivantes :

- sa capacité est d'environ $0,5 \text{ IO}^{-3} \text{ m}^3$.
- la surface active de la membrane est de $3,35 \text{ IO}^{-3} \text{ m}^2$.
- cette cellule opère à des pressions allant jusqu'à 2 bars .
- l'agitation se fait par le biais d'un agitateur magnétique ; elle permet d'augmenter les turbulences et donc de réduire la couche de polarisation , ce qui a pour effet d'augmenter le transport de matière à travers la membrane .

Pour plus de détails concernant la cellule d'ultrafiltration , se référer à l'annexe (III).

II.- DISPOSITIF EXPERIMENTAL

Les manipulations , ont été faites à l'aide du dispositif expérimental présenté sur la Figure 8'.

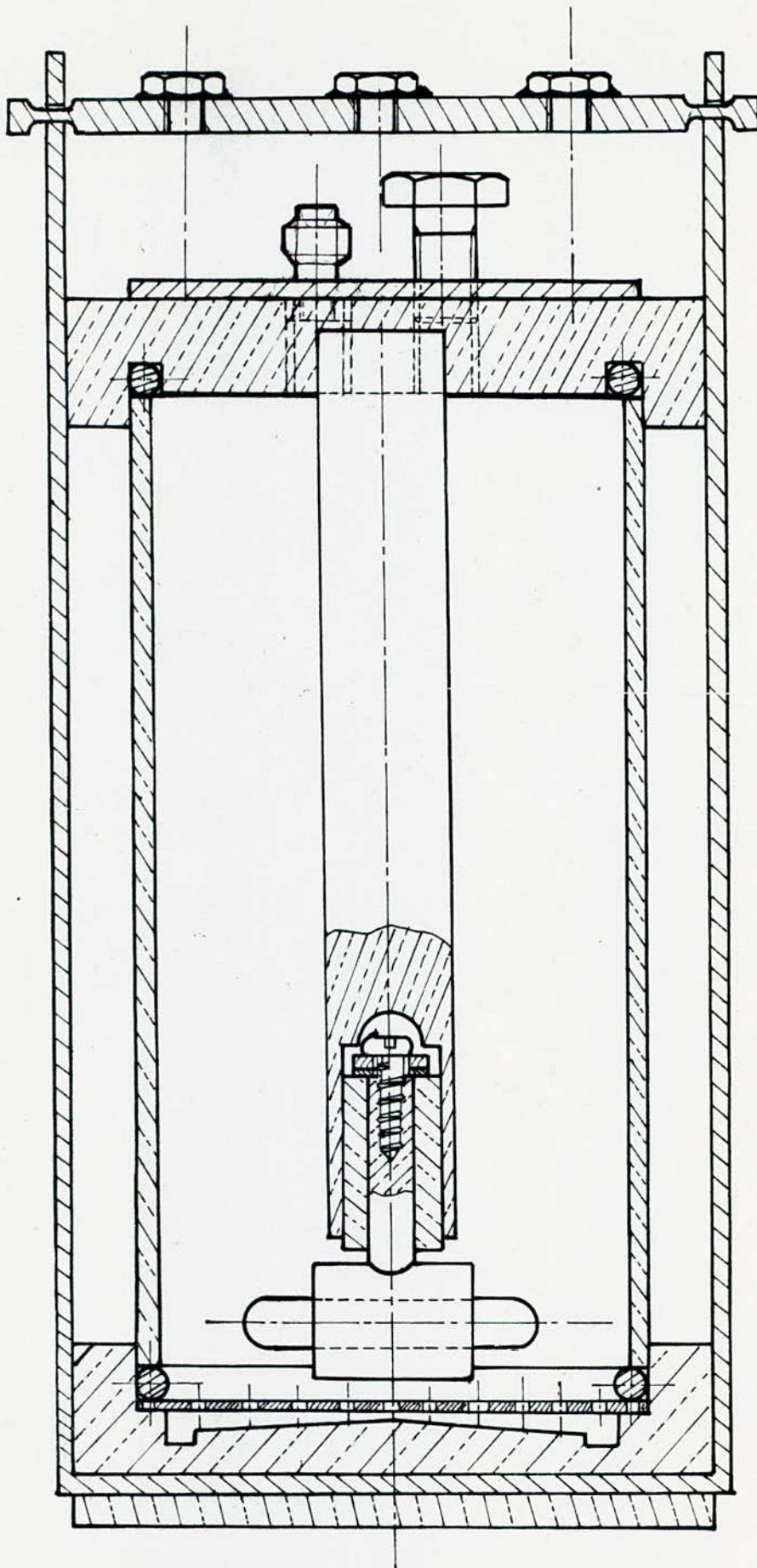
III.- DETERMINATION DES COURBES DE POLARISATION

Nous allons déterminer les courbes de polarisation pour les deux effluents traités : Lactosérum et sérum sanguin .

Le lactosérum utilisé est un lactosérum doux , prélevé à une température comprise entre 35 et 38°C , de PH voisin de 6,3 . Il contient deux adjuvants utilisés lors du processus de fabrication du fromage (type EDAM) :

La présure deshydratée , à un taux de 330 g/10 m³ de lait , et le CaCl₂ à 21/10 m³ . Son transport et sa conservation se sont fait à basse température (4°C). Il a subi en outre une préfiltration qui a consisté en une filtration sur papier filtre suivie d'une microfiltration sur membrane à diamètre de pores égale à 1,2 µm (appareillage de microfiltration de type Sartorius) . Ceci a permis d'éviter un colmatage trop rapide de la membrane d'ultrafiltration .

Afin d'éviter toute fermentation , nous avons rajouté aux échantillons une très faible quantité (environ 0,02%) d'un inhibiteur (azoture de sodium NaN₃) .



Ech:1:1



E.N.P

CELLULE

D'ULTRAFILTRATION

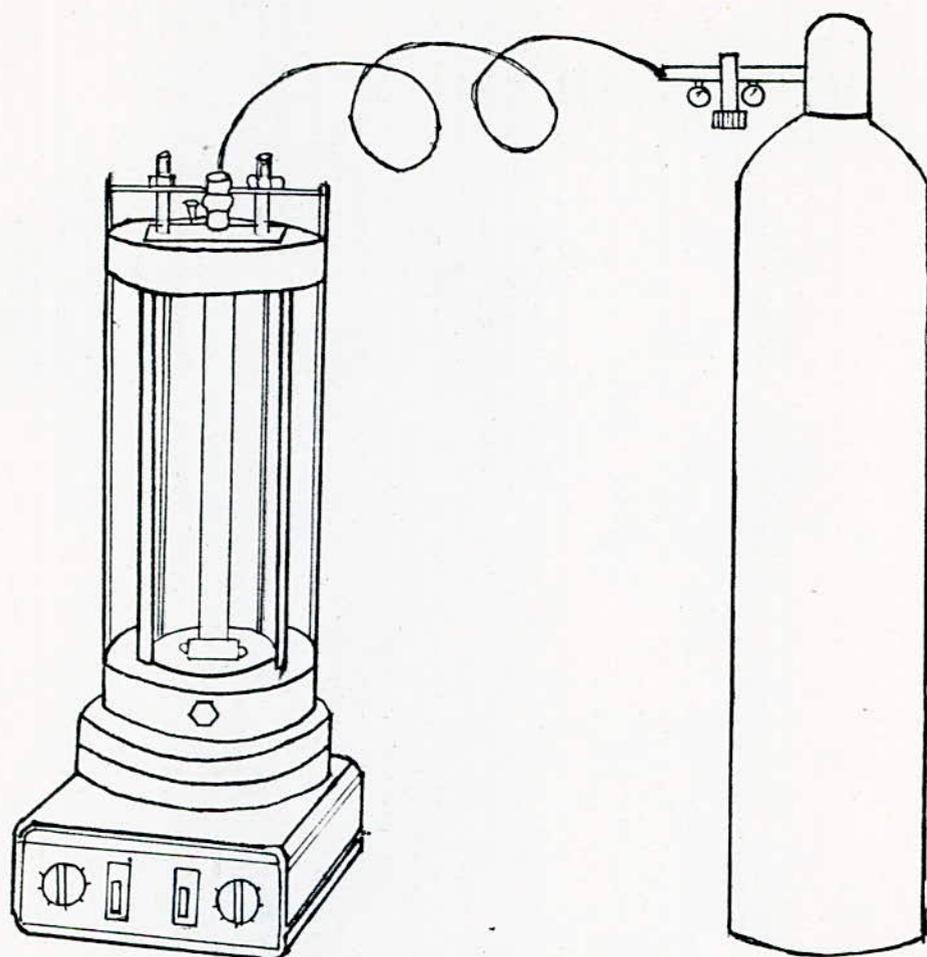
D.G.DE L'ENVIRONNEMENT

N.NIMOUR

D.KELLAL

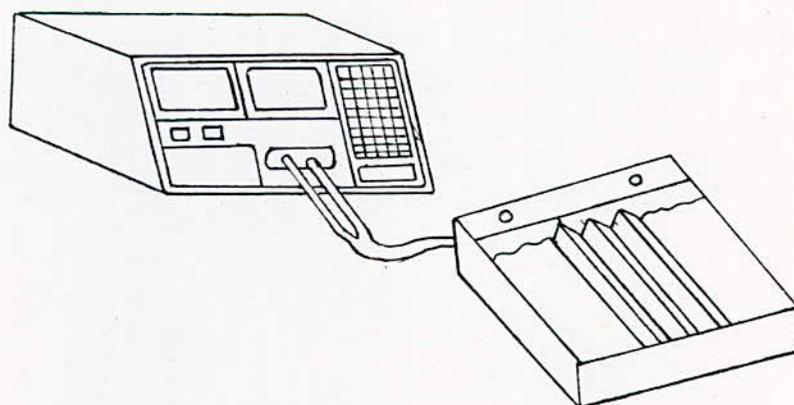
N°1

Juin 88



Agitateur magnétique

DISPOSITIF D'ULTRAFILTRATION



Dispositif de migration des protéines

Figure:8'

Etant donné que les protéines sériques sont contenues essentiellement dans le sérum, il a été nécessaire d'effectuer une centrifugation préalable dans le principe consiste à soumettre le sang coagulé pour le sérum (ou non coagulé, pour le plasma) à une accélération au moyen d'une centrifugeuse tournant à 4000 tr/mn pendant 10 à 15 mn. La centrifugeuse utilisée est du type BECKMAN J2.21.

Le sérum obtenu a subi une conservation, une préfiltration et une inhibition des microorganismes semblables à celles du lactosérum.

III. I. -- MODE OPERATOIRE

Nous avons étudié l'influence de la vitesse d'agitation et de la pression sur le flux de perméation. Pour cela, nous avons procédé de la manière suivante :

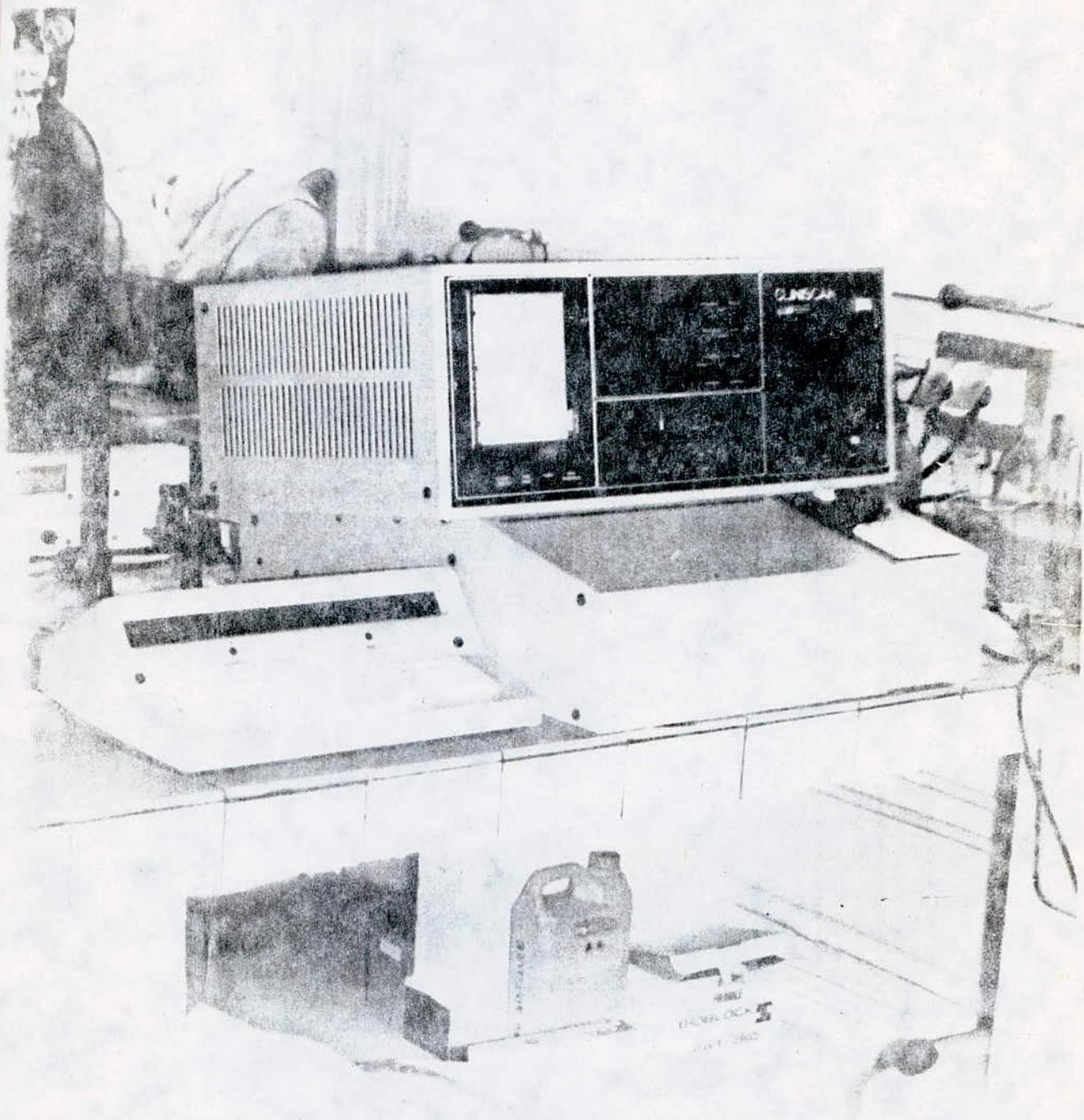
- Nous avons fixé la vitesse d'agitation et avons fait varier la pression. A chaque pression P nous déterminons le débit par empotage ; c'est à dire que pour une vitesse W, une pression P et un intervalle de temps t, nous avons recueilli un volume V, d'où nous déduisons le débit Q ($Q = V/t$), on divisons le débit Q par la surface active de la membrane S, nous obtenons le flux de perméat J ($J = V/S.t$)

IV. -- DOSAGE DE PROTEINE

Plusieurs méthodes de fractionnement et d'analyse sont utilisées pour doser les protéines ; nous citons entre autres, le relargage, précipitation isoélectrique, chromatographie sur résines échangeuses d'ions, chromatographie d'affinité, cristallisation, chromatographie sur dextrane et électrophorèse etc...

Par manque de colonne de chromatographie, nous nous sommes contentés de doser les protéines à l'aide d'un appareillage d'électrophorèse. Cet appareillage est constitué de deux ensembles :

- Un densitometre spécifique à l'identification des protéines sériques (voir photo 2).



• photo: 2

Ce densitometre peut être utilisé aussi bien en faisant appel au programme automatique préétabli par le fabricant, (spécifique aux protéines sériques) qu'en mode normal.

- Un ensemble permettant d'effectuer la migration électrophorétique constitué d'une cellule d'électrophorèse et d'un générateur de tension.

IV.1. - DÉFINITION DE L'ÉLECTROPHORÈSE

L'électrophorèse est principalement connue à leur actuelle, comme une méthode analytique. Ce titre, c'est sans doute la technique la plus utilisée pour l'analyse des mélanges biologiques : sérum ou plasma sanguin, fluide céphalospinal, urines, enzymes, lipoprotéines, etc... (8)

Elle désigne la migration des particules ionisées dans un champ électrique. (9)

Des différences de mobilité provoquent des différences de vitesses de migration. Par suite, si un échantillon contenant plusieurs ions est placé en un endroit donné d'un mélange tampon, chaque ion se déplace vers l'anode ou vers la cathode selon le signe de sa charge à une vitesse qui lui est propre. Au bout d'un temps donné, les diverses espèces d'ions sont partiellement ou complètement séparées.

La plus part des substances biologiques, comme les protéines, ont des propriétés amphotères, c'est à dire qu'elles possèdent des groupes fonctionnels acides et basiques qui s'ionisent de manière différente selon le PH de la solution. A des PH acides, les ions sont chargés positivement, à des PH basiques, ils sont chargés négativement. Il existe, naturellement, un PH intermédiaire pour lequel la charge est nulle. c'est le point isoélectrique (PI) ; l'ion ne migre plus. (8). Les protéines se déplacent d'autant plus vite, qu'elles se trouvent éloignées de leur PHi. La sérumalbumine de PHi = 4,9 se déplace plus rapidement à PH = 8,6 que les ~~globulines~~ globulines à PHi entre 6 et 7. (9)

ACCESSOIRES UTILISES

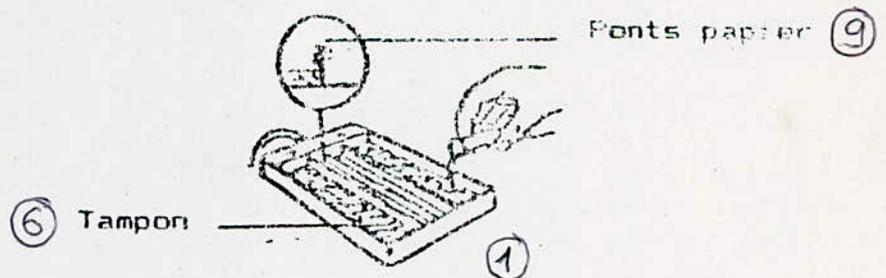
REFERENCE

- Chambre de migration (1)
- Kit applicateur (2)
- Micropipette (3)
- Bacs de coloration (4)
- Etuve

REACTIFS ET COSOMMABLES

- Bande acétate TITAN III (5)
- Tampon HR buffer(dilué un sachet dans 750 ml d'eau distillée ; (6)
- Colorant rouge ponceau (7)
- Clear aid(clarifiant prés à l'emploi)
- Papiers buvards (8)
- PONTS Papier (9)
- Méthanol pur
- Acide acétique pur

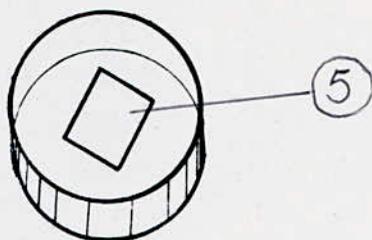
3) TECHNIQUE



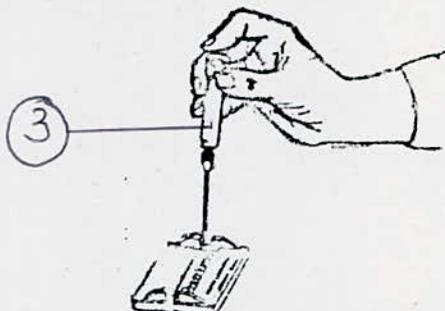
A verser 100 ml de tampon (dilué à 750 ml) dans chacun des compartiments de la cuve d'électrophorèse(chambre de migration.Tremper deux ponts papier dans le tampon,puis,disposer chacun par dessus chaque cloison

en s'assurant qu'ils sont en contact avec le fond du compartiment contenant le tampon.

La cuve est alors prête pour l'électrophorèse et doit être tenue couverte en cas de son utilisation.



B.- Tremper la plaque d'acétate de cellulose TITAN III dans un cristalliseur (chaque plaque comprend 8 échantillons) en l'abaissant lentement. Immerger la bande pendant 20 mn.



C.- Utiliser la micropipette (3). Remplir chaque puit du plateau d'échantillon (10) avec 3 μ l de sérum(ou plasma). Après remplissage, poser une plaque de verre sur le plateau à échantillons pour éviter toute évaporation.

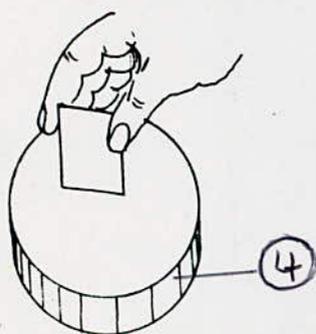
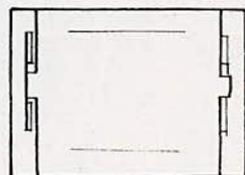


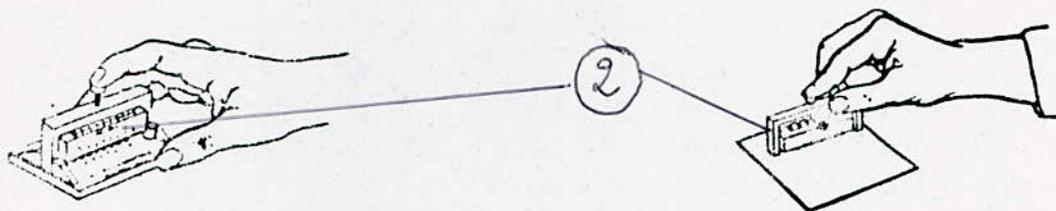
Figure 1:



(II)

D.- Sortir la plaque d'acetate de cellulose du tampon, sécher fermement entre deux buvards (figure I). Placer une goutte d'eau sur la plaque d'alignement (II) et déposer côté mylar la bande ainsi séchée face acétate

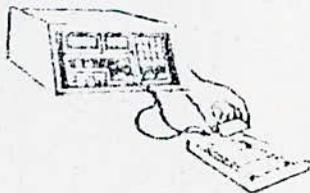
de cellulose dessus (dépôt central). Le bord de la plaque doit être aligné avec la bande du bac pour permettre une application centrale. Dans cette position, l'échantillon N°= I sera du côté gauche au moment de l'application.



E.- Rapidement charger l'applicateur en abaissant franchement les cavaliers dans les puits contenant les échantillons 3 ou 4 fois. La première application doit être déposée sur un buvard (5s). Ceci rend la deuxième application plus uniforme.



F.- Charger à nouveau l'applicateur comme précédemment, le placer rapidement sur la plaque d'alignement, appuyer franchement pendant 7 s.



G.- Disposer rapidement la bande dans la cuve, acétate de cellulose en bas pour assurer le contact : poser un poids (plaque de verre) sur la bande. Mettre le couvercle et attendre une minute avant de démarrer la migration. Migrer à 180 volts pendant 15 minutes (vérifier l'ampérage:

5 à 7 mA par plaque au début de l'électrophorèse).

4 / COLORATION

- Rouge ponceau : 6 mn précises
- Décoloration : 3 mn dans 3 bains successifs d'acide acétique à 5% ou jusqu'à décoloration complète du fond de bande
- Déshydratation : 2 mn dans deux bains successifs de méthanol pur
- Transparenciation : 7 mn dans un mélange composé de :

67 % de méthanol pur

29 % d'acide acétique pur

4 % de solution clarifiante

(bien clarifier le mélange)

- Après le bain de solution clarifiante, bien égoutter la bande (placée verticalement sur un coin) pendant environ une minute.
- Mettre à l'étuve (acétate vers le haut) pendant 10 mn entre 50°C et 60°C.
- Après le séchage, essuyer parfaitement la face nylar.

Il est conseillé d'utiliser un portoir spécifique à la coloration.

5 / LECTURE

- Lire avec un densitomètre à 525 nm.

- Pour selectionner la bande désirée , appuyer simultanément sur SHIFT et sur GOTO , pui sur le numero de l'échantillon .
- Appuyer sur SHIFT et sur MZR simultanément pour former le repère (lignes horizontales) .
- Regler le zero de la plaque par le bouton ANALOG - ZERO
- Appuyer SHIFT ET SUR SCAN pour visualiser les pics sur l'appareil .
- Pour obtenir le tracé des pics sur le papier millimétré , appuyer sur SHIFT et sur DRAW simultanément .

Les pourcentages des differentes fractions sont imprimées sur le papier .

RESULTS ET INTERPRETATION

La cellule d'ultrafiltration a été testée aux différents paramètres opératoires (vitesse de rotation W et pression P) . Des résultats satisfaisants ont été obtenus ; d'où nous avons entamé l'étude de l'ultrafiltration ^{des effluents} de l'abattoir et de fromagerie .

1°)- Courbe de solvant

La détermination de la courbe solvant revêt une grande importance . En effet , la connaissance de cette dernière permet de nous renseigner sur les caractéristiques de la membrane avant l'ultrafiltration du soluté . De même , après l'ultrafiltration , nous pouvons déterminer une nouvelle fois la courbe de solvant et la comparer à la première .

Cette courbe a été obtenue en observant les variations du flux de perméation J du solvant , eau distillée préfiltrée , en fonction de la pression P (figure 9 et 10) .

Les différentes mesures effectuées sont résumées dans le tableau 3 .

La courbe $J = f(P)$ est une droite de la forme $J = aP$ ceci s'explique par la quasi inexistence de macromolécules dans l'eau , c'est à dire qu'il n'y a aucune résistance au transport à travers la membrane , et confirme la loi de DARCY $J = L_p \cdot \Delta P$

Où L_p est la perméabilité de la membrane .

2°)- Courbes de polarisation

L'ultrafiltration du lactosérum a été entreprise après avoir préfiltré la solution initiale . De même , le sérum sanguin , obtenu par centrifugation du sang , a subi une préfiltration .

Les différents résultats obtenus suivant les paramètres opératoires (W et P) sont mentionnés dans les tableaux 4,5 et 6 pour le lactosérum et 7, 8, 9, 10 pour le sérum sanguin .

Les courbes de polarisation obtenues lors de l'ultrafiltration du lactosérum sont représentées sur la figure 9.

TABLEAU : 3

Variation du flux de permeat δ en fonction de la pression P
 - solvant -

| P (bar) | V (ml) | t (s) | Q (ml/s) | J.10 ⁶ (m/s) |
|---------|--------|-------|-----------------------|-------------------------|
| 0,5 | 1,397 | 1200 | 1,16.10 ⁻³ | 0,302 |
| 1 | 1,898 | 900 | 2,11.10 ⁻³ | 0,548 |
| 1,5 | 2,890 | 900 | 3,21.10 ⁻³ | 0,834 |

TABLEAU : 4

Variation du flux de permeat J en fonction de la pression P
 - Lactosérum -

A Pour W = 250 tr/mn

| P (bar) | V (ml) | t (s) | Q (ml/s) | J.10 ⁶ (m/s) |
|---------|--------|-------|-----------------------|-------------------------|
| 0,5 | 0,355 | 1200 | 2,96 10 ⁻⁴ | 0,076 |
| 1,0 | 1,125 | 1800 | 6,25 10 ⁻⁴ | 0,162 |
| 1,5 | 1,175 | 1200 | 9,79 10 ⁻⁴ | 0,254 |

TABLEAU : 5

Variation du flux de permeat J en fonction de la pression P

- Lactosérum -

Pour W = 500 tr/mn

| P (bar) | V (ml) | t (s) | Q (ml/s) | J.10 ⁶ (m/s) |
|---------|--------|-------|-----------------------|-------------------------|
| 0,5 | 0,508 | 1080 | 4,7.10 ⁻⁴ | 0,122 |
| 1 | 1,635 | 1920 | 8,51.10 ⁻⁴ | 0,221 |
| 1,5 | 1,997 | 1620 | 1,23.10 ⁻³ | 0,319 |

TABLEAU : 6

Variation du flux de permeat J en fonction de la pression P

- Lactosérum -

pour W = 750 tr/mn

| P (bar) | V (ml) | t (s) | Q (ml/s) | J.10 ⁶ (m/s) |
|---------|--------|--------|-----------------------|-------------------------|
| 0,65 | 4,096 | 112.60 | 6,1 10 ⁻⁴ | 0,16 |
| 1,0 | 1,547 | 25.60 | 1,03 10 ⁻³ | 0,268 |
| 1,5 | 3,159 | 35.60 | 1,5 10 ⁻³ | 0,390 |

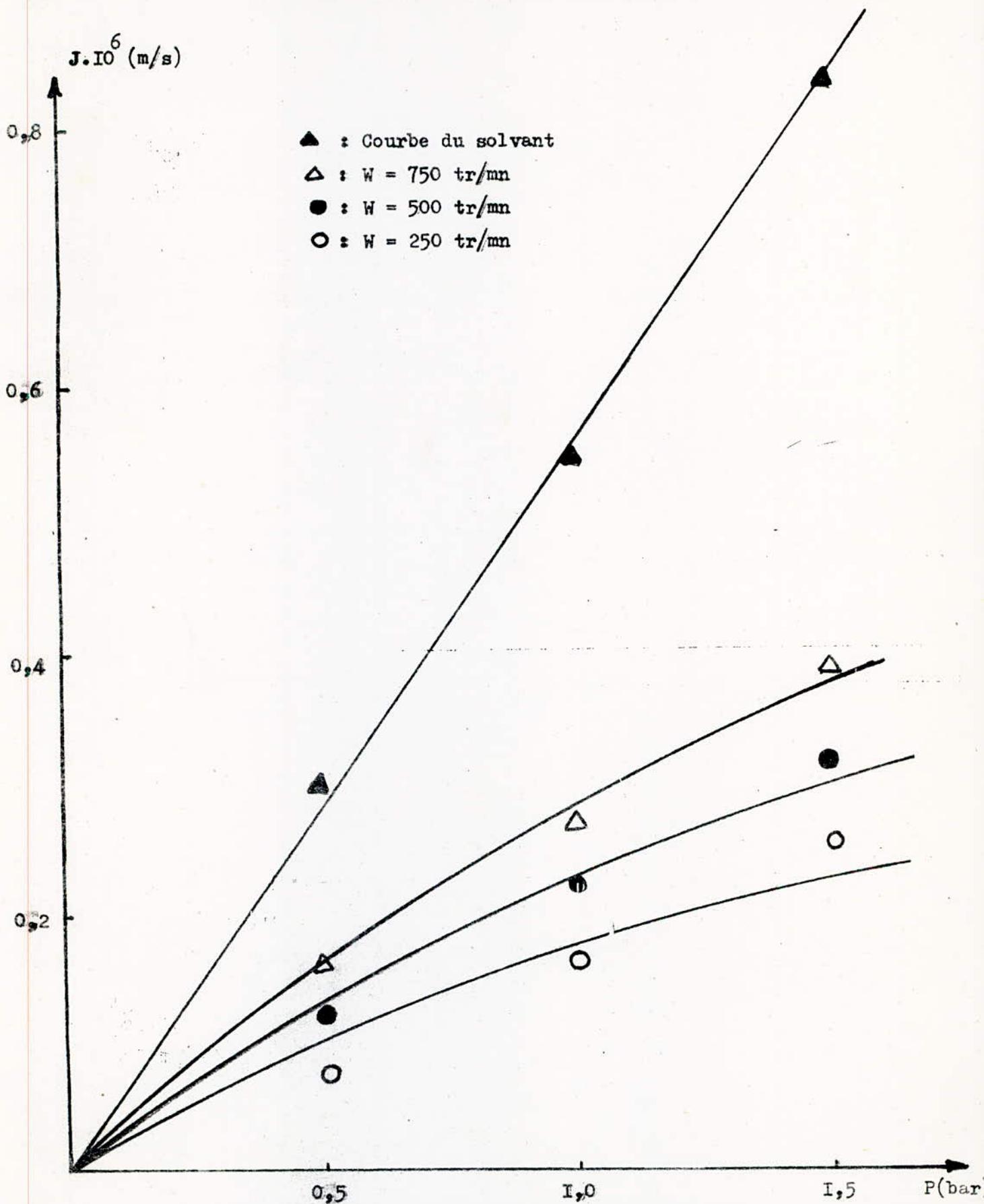


Figure 2: Evolution du flux de permeat J en fonction de la pression P pour differentes vitesses d'agitation - Lactosérum.

TABLEAU : 7

Variation du flux de permeat J en fonction de la pression P

- Sérum Sanguin -

W = 0 tr/mn

| P(bar) | t(s) | V(ml) | Q(ml/s) | $J \cdot 10^6$ (m/s) |
|--------|------|-------|-----------------------|----------------------|
| 1,6 | 900 | 1,359 | $1,500 \cdot 10^{-3}$ | 0,392 |
| 1,05 | 1500 | 2,230 | $1,487 \cdot 10^{-3}$ | 0,386 |
| 1,0 | 1500 | 1,619 | $1,079 \cdot 10^{-3}$ | 0,280 |
| 0,5 | 1200 | 0,723 | $5,860 \cdot 10^{-4}$ | 0,156 |

TABLEAU : 8

Variation du flux de permeat J en fonction de la pression P

- Sérum Sanguin -

W = 250 tr/mn

| P(bar) | t(s) | V(ml) | Q(ml/s) | $J \cdot 10^6$ (m/s) |
|--------|------|-------|-----------------------|----------------------|
| 1,6 | 1500 | 3,312 | $2,207 \cdot 10^{-3}$ | 0,573 |
| 1,15 | 1500 | 2,530 | $1,687 \cdot 10^{-3}$ | 0,438 |
| 0,75 | 1500 | 1,850 | $1,233 \cdot 10^{-3}$ | 0,320 |
| 0,5 | 1800 | 1,782 | $9,900 \cdot 10^{-4}$ | 0,258 |

TABLEAU : 9

Variation du flux de permeat J en fonction de la pression P

- Sérum Sanguin -

W = 500 tr/mn

| P(bar) | t(s) | V(ml) | Q(ml/s) | $J \cdot 10^6$ (m/s) |
|--------|------|-------|-----------------------|----------------------|
| 1,6 | 1200 | 2,827 | $2,356 \cdot 10^{-3}$ | 0,612 |
| 1,5 | 1200 | 2,647 | $2,205 \cdot 10^{-3}$ | 0,573 |
| 1,0 | 900 | 1,572 | $1,780 \cdot 10^{-3}$ | 0,437 |
| 0,5 | 1800 | 1,216 | $6,700 \cdot 10^{-4}$ | 0,175 |

TABLEAU : 10

Variation du flux de permeat J en fonction de la pression P

- Sérum Sanguin -

W = 750 tr/mn

| P(bar) | t(s) | V(ml) | Q(ml/s) | $J \cdot 10^6$ (m/s) |
|--------|------|-------|-----------------------|----------------------|
| 1,7 | 1200 | 3,045 | $2,537 \cdot 10^{-3}$ | 0,659 |
| 1,1 | 1200 | 2,295 | $1,900 \cdot 10^{-3}$ | 0,497 |
| 0,55 | 1800 | 1,803 | $1,001 \cdot 10^{-3}$ | 0,260 |
| 0,5 | 1520 | 1,511 | $9,941 \cdot 10^{-4}$ | 0,258 |

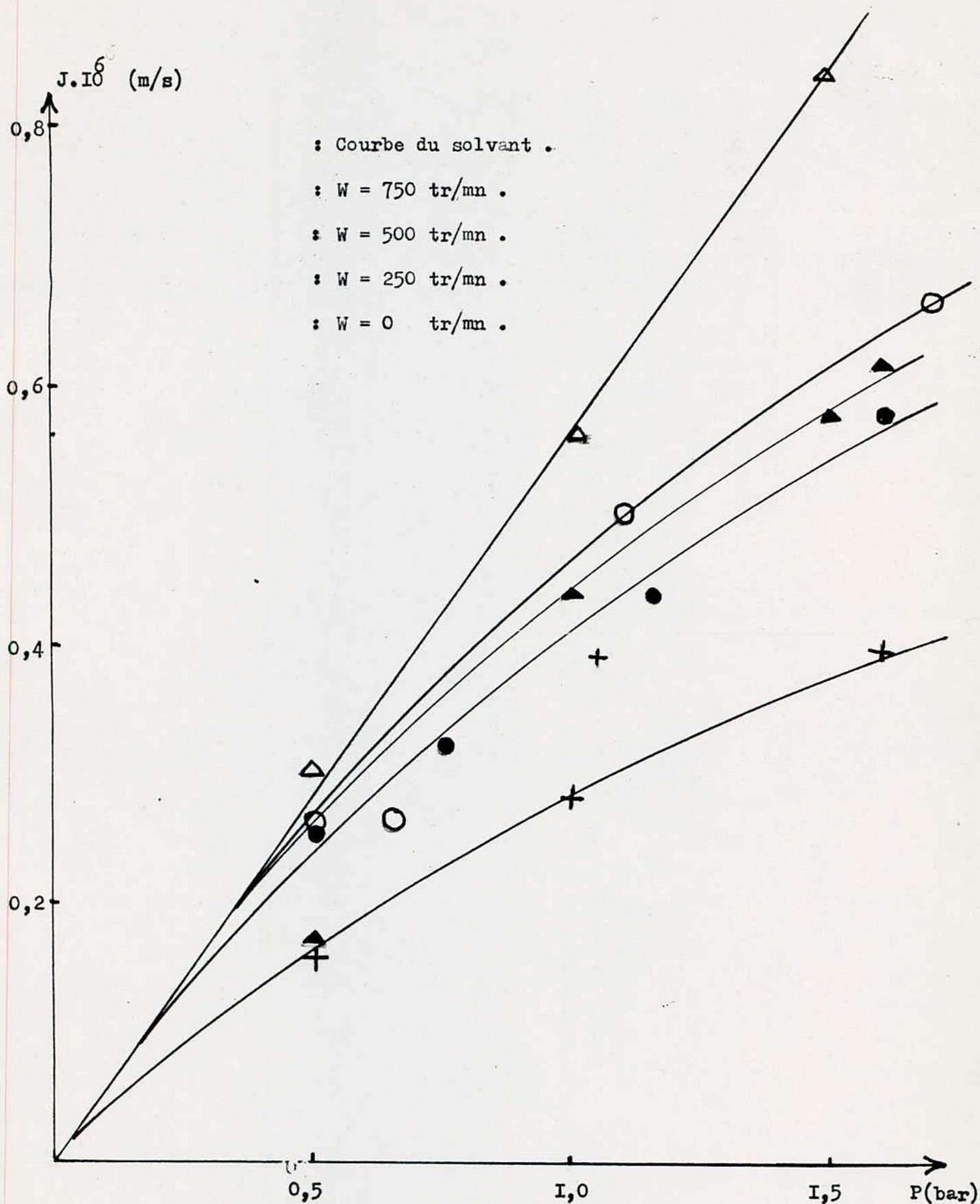


Figure 10 : Evolution du flux de permeat J en fonction de la pression P pour differentes vitesses d'agitation
 - Lactesérum sanguin -

Nous constatons que le flux de perméat baisse considérablement par rapport au flux de solvant . En effet , une diminution minimale de l'ordre de 50% du flux initial est observée lors de l'ultrafiltration du lactosérum . Ceci peut s'expliquer par la présence de la couche de polarisation constituée essentiellement par les micelles de caséines . Ces micelles chargées négativement se repoussent , mais l'élévation de pression s'exerçant contre ces forces de répulsion provoquerait le rapprochement au niveau de la membrane avec réduction des espaces intermicellaires et le tassement de la couche de polarisation , ce qui compenserait partiellement l'effet favorable direct de la pression sur le flux .(6)

De même , constatons que le flux de perméat du lactosérum croît avec l'augmentation de la vitesse d'agitation . A titre d'exemple , citons les flux de perméat obtenus à une pression $P = 1,2$ bars pour les trois vitesses d'agitations utilisées ($W = 750$; $W = 500$; $W = 250$) tr/mn
 $J_{750} = 0,328 \cdot 10^{-6}$ m/s ; $J_{500} = 0,268 \cdot 10^{-6}$ m/s ; $J_{250} = 0,208 \cdot 10^{-6}$ m/s

Les courbes de polarisation obtenues lors de l'ultrafiltration du sérum sanguin sont du même type que celles du lactosérum . L'explication réside toujours dans la formation de la couche de polarisation, toutefois , les flux obtenus sont plus importants pour le sérum sanguin pour des conditions opératoires identiques .

Une augmentation de la vitesse d'agitation se traduit par la création de turbulences au niveau de la paroi qui conduisent à la réduction de la couche de polarisation .

3°)- Etude des phénomènes d'adsorption :

Différentes équipes de recherches (Sanchez , Mathéeson etc ...) ont constaté que l'ultrafiltration de solutions protéiques peut provoquer une baisse considérable de la perméabilité de la membrane utilisée . cette réduction du flux perméat est une conséquence de l'adsorption du soluté sur la membrane réduisant ainsi les diamètres des pores de la membrane

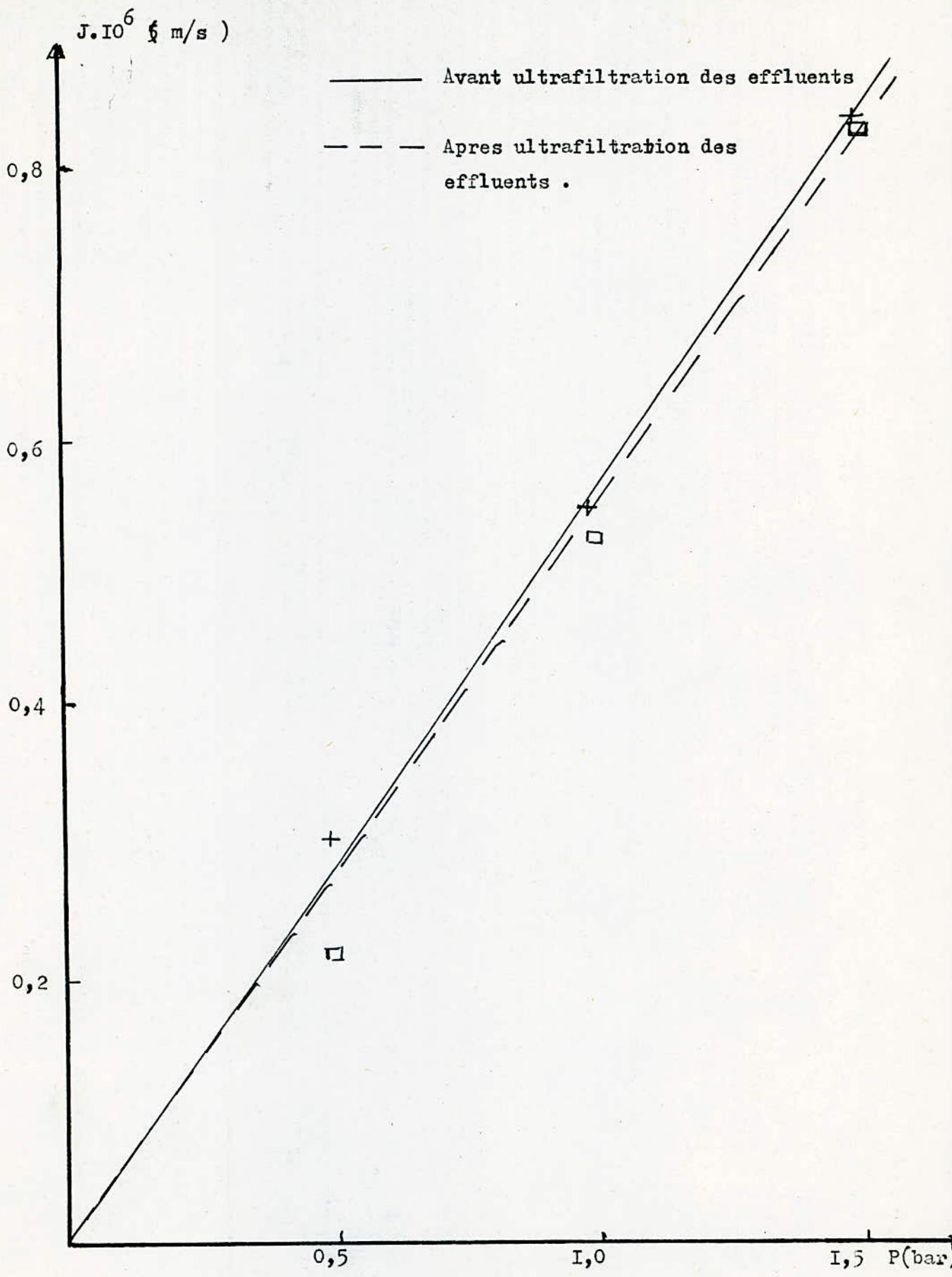


Figure II; Courbes de solvants

Nous nous sommes intéressés, lors de l'ultrafiltration du sérum sanguin, au comportement de la membrane vis à vis de ces liquides biologiques. Pour ce faire, nous avons déterminé les courbes de solvant avant et après ultrafiltration de chacun de ces effluents. Nous avons obtenus des résultats qui nous amènent à penser que les phénomènes d'adsorption sont inexistantes. Cela confirme les caractéristiques données par le fabricant (NUCLEOPORE) pour ce type de membrane (TYPE C), à savoir sa très faible interaction avec les différents solutés,

4°)- Impact écologique :

Il nous est apparu important lors de notre étude de tenter de cerner dans quelle mesure, le procédé d'ultrafiltration pouvait contribuer à diminuer la pollution chimique et biologique induite par le sang et le lactosérum.

Cette pollution atteint des valeurs considérables. La littérature signale pour le sang une DBO₅ comprise entre 140000 et 167000mg/l. Le plasma sanguin, portant dépourvu des éléments figurés (cellules, ...), contient encore une DCO de l'ordre de 250000 mg/l pour le lactosérum, on signale une DCO de 80000 mg/l. (7) et (16)

Les mesures de la DCO et de la DBO₅ des deux effluents (sérum sanguin et lactosérum) avant et après ultrafiltration, en tenant compte des conditions de conservations des échantillons (voir annexe IV), sont rapportés dans le tableau N° II.

Le taux d'abatement de la demande chimique en oxygène (DCO) lors de l'ultrafiltration du sérum sanguin est proche des résultats obtenus par J.P. TESSIER (16).

En ce qui concerne la demande biochimique en oxygène (DBO₅), la méthode de mesure est relativement peu précise mais permet toutefois d'affirmer que la rétention des protéines, principales constituants de l'extrait sec du sérum sanguin, permettrait une ~~pollution~~ ^{diminution} appréciable

de la pollution biolochimique des effluents D'abattoir .

De même , l'ultrafiltration du lactosérum se traduit par un abattement de la DBO₅ non négligeable ; toutefois l'abattement relativement faible de la DCO et de la DBO₅ peut s'expliquer par le fait que le lactosérum ne contient que 0,7 à 0,9 % de protéines . En outre , le lactose qui représente 50% de l'extrait sec dégraissé , n'est pas retenu par la membrane d'ultrafiltration vu son faible poids moléculaire .

TABLEAU N° II

| Nature de l'échantillon | sérum sanguin | | lactosérum | |
|--|---------------|---------|------------|---------|
| | initial | perméat | initial | perméat |
| Caractéristique | | | | |
| DCO (mg/l) | 240000 | 19000 | 70000 | 48000 |
| DBO ₅ (mg/l) | 24000 | 9000 | 20000 | 12500 |
| Taux de réduction de la DCO | 92,1 % | | 45,8 % | |
| Taux de réduction de la DBO ₅ | 62,5 % | | 37,5 % | |

5°)- Concentration des protéines :

L'analyse des protéines du sérum sanguin et du lactosérum devra nous permettre de ^{de}terminer quantitativement et qualitativement les protéines retenues au niveau du concentrat par la membrane ainsi que celles qui seraient éventuellement passées au niveau du perméat .

L'électrophorèse du sérum initial donne une bonne migration des protéines , le serum du concentrat (après ultrafiltration) donne lieu à des bandes plus foncées alors que les bandes du perméat ne migrent pas ; ceci nous permet d'affirmer qu'il n'ya pas de protéines dans le perméat .

Les mêmes résultats sont obtenues pour l'électrophorèse du lactosérum auquel nous avons adopté le colorant (rouge ponceau) utilisé pour le sérum sanguin .

Nous avons calculé la concentration finale C' du concentrat

de la maniere suivante :

$$C' = C_0 \cdot \frac{V}{V - V'}$$

avec : $C_0 = 75 \text{ g/l}$

V : Volume de la solution à ultrafiltrer

V' : Volume du permeat recupere au bout d'un temps t.

L'ultrafiltration du serum sanguin donne au bout de deux heures et demi (à une vitesse d'agitation de 250 tr/mn) une concentration du rétentat égale à 81,3 g/l . Ce taux de concentrat peut être amélioré si l'on utilise des vitesses d'agitations optimales(voisines de 750 tr/mn)

CONCLUSION ET RECOMMANDATION

Notre étude nous permet d'affirmer que la cellule d'ultrafiltration réalisée est opérationnelle ; en effet , nous avons vérifié que :

- Le taux de rejet en protéines est égal à 1,0
- Le système d'agitation est efficace
- Le système de serrage a assuré une bonne étanchéité de la cellule
- De plus le type de membrane utilisée (Nucléopore type C) a permis la récupération des protéines du sérum sanguin et du lactosérum .

Du point de vue de l'impact écologique du procédé d'ultrafiltration les taux d'abattement obtenus sont de 92% en DCO et 62,5% en DBO₅ pour le sérum sanguin , et de 45,8% en DCO et 37,5% en DBO₅ pour le lactosérum . Les conséquences sont loin d'être négligeables du point de vue de la préservation des milieux aquatiques où auraient lieu les déversements en grande quantité de ces deux effluents dont la demande excessive en oxygène risque de provoquer la raréfaction de ce gaz dans les eaux ; celles-ci pourraient aussi être le siège de fermentation du lactosérum qui conduiraient à la formation d'acide lactique , ce qui les acidifierait et conduirait à la dégradation de la flore et de la faune .

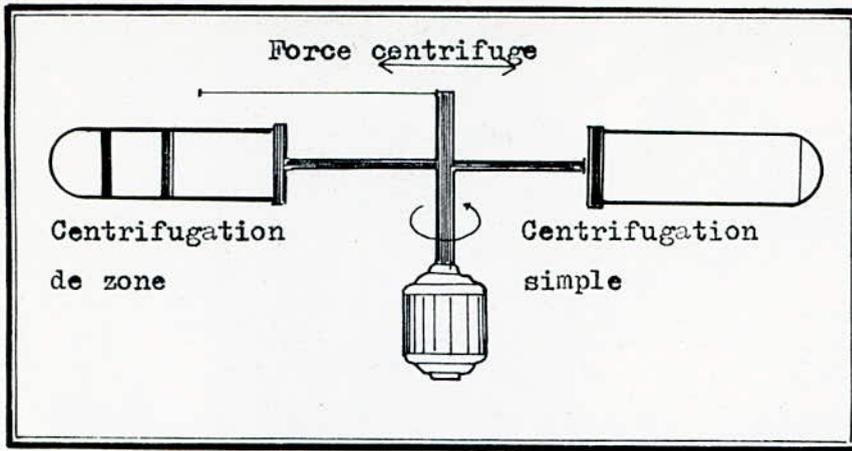
Les courbes de polarisation nous permettent d'affirmer que la vitesse d'agitation joue un grand rôle dans la diminution de la couche de polarisation et que le flux de perméation optimal est obtenu pour des vitesses d'agitation voisines de 750 tr/mn (au-delà de cette valeur, il ya phénomène de " Vortex " dans la cellule) .

Il a été remarqué que le flux de perméation du sérum sanguin est supérieur à celui du lactosérum , pour des conditions opératoires identiques . La présence de caséine dans ce dernier constitue en effet un frein au processus d'ultrafiltration par la formation de micelles . Il serait judicieux à l'avenir d'essayer de précipiter ces caseines avant d'entamer l'ultrafiltration .

Le probleme majeur rencontré lors de l'ultrafiltration en systeme discontinue est la faiblesse des debits de perméation comparés à la quantité à traiter . C'est pour cette raison qu'il est recommandé d'utiliser une cellule dynamique ; une étude plus approfondie du phenomene fera l'objet d'un travail ulterieur visant à améliorer les performances en vue d'une utilisation industrielle en tenant compte des parametres suivants :

- pH
- Temperature
- Viscosité de l'effluent
- Influence de divers agents tels que : CaCl_2 , présure ,
- Nature et vitesse de l'écoulement
- Pression
- Type de membrane , etc

Enfin , il serait interressant d'integrer l'ultrafiltration dans le cadre d'une chaine de traitement comprenant divers procédés de valorisation tels que les fermenteurs transformant le lactose du permeat en un produit à haute valeur ajoutée , et l'osmose inverse pour un traitement d'affinage .



CENTRIFIQUEUSE

Une centrifugeuse comprend un moteur qui soumet à une rotation rapide, un rotor dans lequel se trouvent des tubes contenant la suspension à centrifuger. La force centrifuge à laquelle est soumise une particule est proportionnelle à sa distance à l'axe du rotor, r , et au carré de l'angle w parcouru par seconde.

$$G = W^2 \cdot r = \left(N \cdot \frac{2\pi}{60} \right)^2 \cdot r$$

Avec: W : La vitesse angulaire, exprimée en radians parcourus par seconde.

Cette vitesse est égale au nombre de tours effectuées par minute, N , multiplié par $\frac{2\pi}{60}$;

r : est la distance entre l'axe et la particule soumise à centrifugation;

N : le nombre de tours par minute.

Les molécules ou particules contenues dans les récipients seront soumises à une force centrifuge beaucoup plus élevée que celle due à la pesanteur, g , si bien que les particules atteignent rapidement une vitesse limite relativement élevée.

On peut multiplier la force centrifuge par un facteur supérieur à $3 \cdot 10^5$. Selon la vitesse dont est animé le moteur et selon la durée de la centrifugation, on sédimente des particules plus ou moins légères. A la fin de chaque centrifugation, on obtient deux fractions: Une fraction solide au fond du tube, c'est le sédiment et une fraction liquide, c'est le surnageant. (10)

ANNEXE II PRINCIPAUX CONSTITUANTS DU PLASMA SANGUIN

| Protides et autres constituants azotés | Volume normal par litre (g ou mg) |
|--|--------------------------------------|
| Protides totaux | 65 à 75 g |
| Albumines | 33 à 49 g |
| Globulines | 20 à 24 g |
| Alpha ₁ -globulines | 3 à 4 g |
| Alpha ₂ -globulines | 5,5 à 6 g |
| Béta-globulines | 5,5 à 9 g |
| Gamma-globulines | 7 à 8 g |
| Fibrinogènes | 3 à 5 g |
| Urée, urée sanguine | 0,15 à 0,50 g |
| Acide urique | 20 à 70 mg |
| Bilirubine | 0,6 à 2,5 mg |
| Créatinine | 3 à 10 mg |
| Glucides et lipides | (g ou mg) |
| Glucose | 0,8 à 1,1 g |
| Lipides totaux | 5 à 8 g |
| Triglycérides | 0,50 à 1,8 g |
| Cholestérol | 1,5 à 2,6 g |
| Corps cétoniques | Traces (0,1 g) |
| Enzymes | (Unité internationale U.I.) |
| Amylase | 120 à 190 U.I. |
| Transaminases | 2 à 20 U.I. |
| Phosphatases acides | 0 à 11 U.I. |
| Phosphatase alcaline | 20 à 90 U.I. |

| Eléments minéraux électrolytes | Valeurs normales par litre (g ou mg) |
|-----------------------------------|---|
| Sodium | 3,1 à 3,45 g |
| Potassium | 140 à 200 mg |
| Calcium | 90 à 110 mg |
| Magnésium | 18 à 27 mg |
| Cuivre | 0,7 à 1,4 mg |
| Fer | 0,7 à 1,7 mg |
| Chlore | 3,4 à 3,9 g |
| Phosphore minéral | 25 à 50 mg |
| Réserves alcaline | 45 à 60 ‰ en volume |

ANNEXE III

Notre cellule est composée principalement de cinq pièces: (voir planche N°=I)

- Pièce supérieure (voir planche n°2) de forme cylindrique; elle comporte deux orifices, l'un destiné à l'alimentation en pression qui se fait par la bouteille d'azote (voir ~~photo n°1~~) et l'autre à l'alimentation en effluent.
Figure 8'

- Pièce centrale: c'est un cylindre creux, de 500 ml de capacité, de 3 mm d'épaisseur et résistant à une pression de deux bars.

El sert à recevoir l'effluent à ultrafiltrer.

- Pièce inférieure: (voir planche n°=5) de forme cylindrique, au niveau de laquelle se situe un orifice pour la sortie du perméat et un verre poreux qui sert de support pour la membrane d'ultrafiltration.

- L'agitateur: il se compose de deux parties; une partie fixe et une partie mobile.

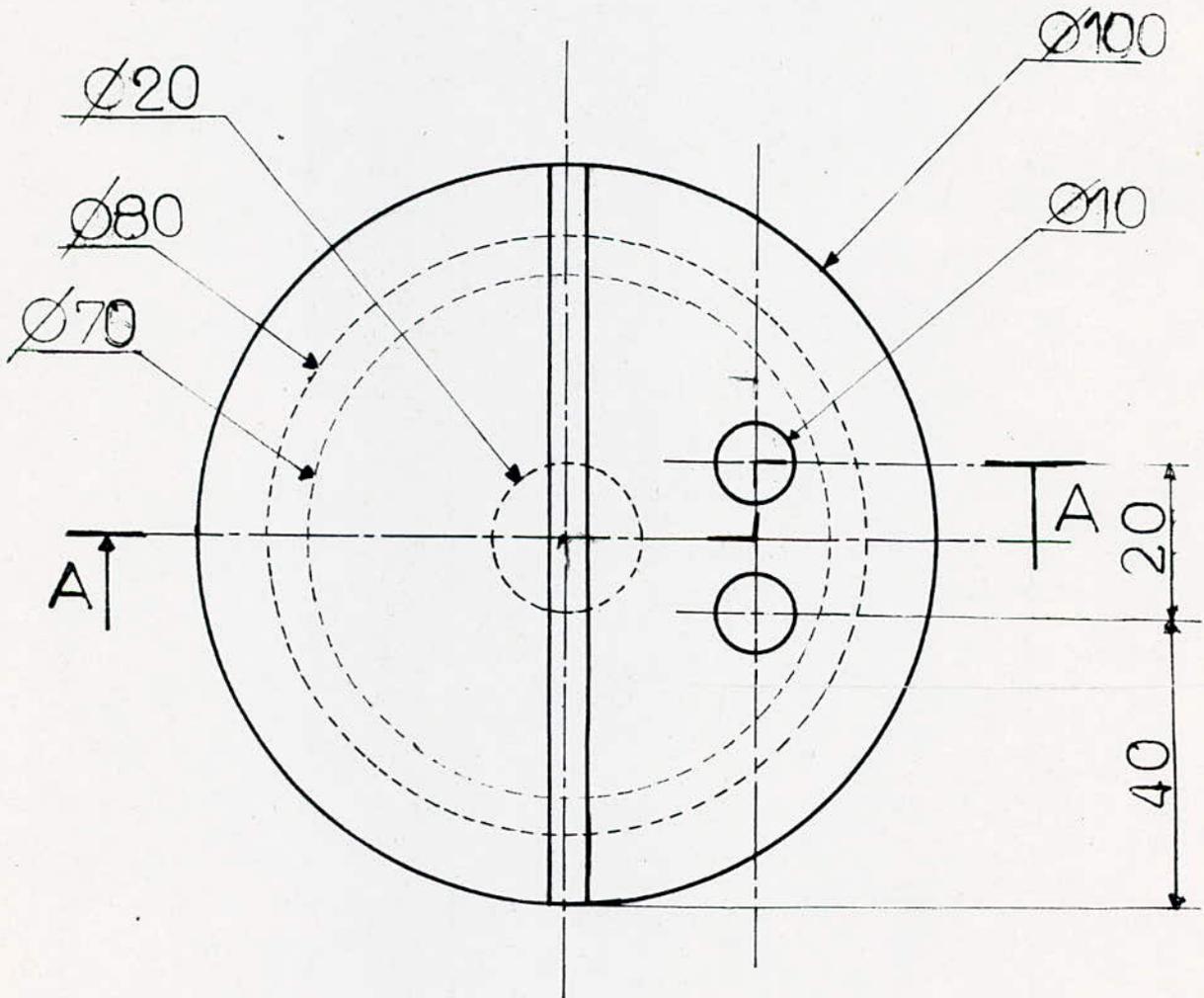
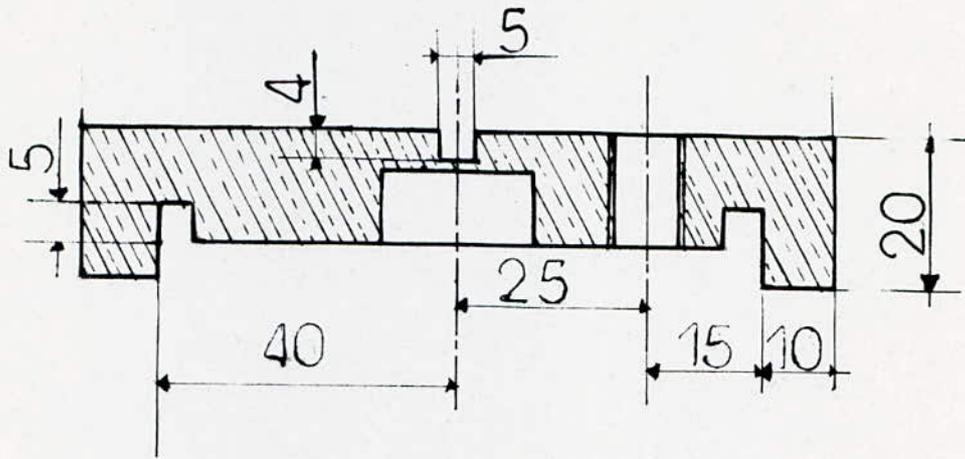
La partie fixe dite axe d'agitation (voir planche n°=3) est fixé au cylindre supérieur par emboîtement forcé.

La partie mobile qui porte le barreau magnétique adhère à l'axe d'agitation par emboîtement forcé (voir planches n°= 4 et I).

- Système de serrage: (voir planche n°= 4 et ~~photo n° 1~~) ce système de serrage associé à deux joints assure l'étanchéité de la cellule.
Figure 8'

La cellule a été réalisée pratiquement par le plexiglas mis à part le système de serrage en acier inox.

Coupe:
A-A



Ech: 1:1

CYLINDRE SUPERIEUR

N.NIMOUR

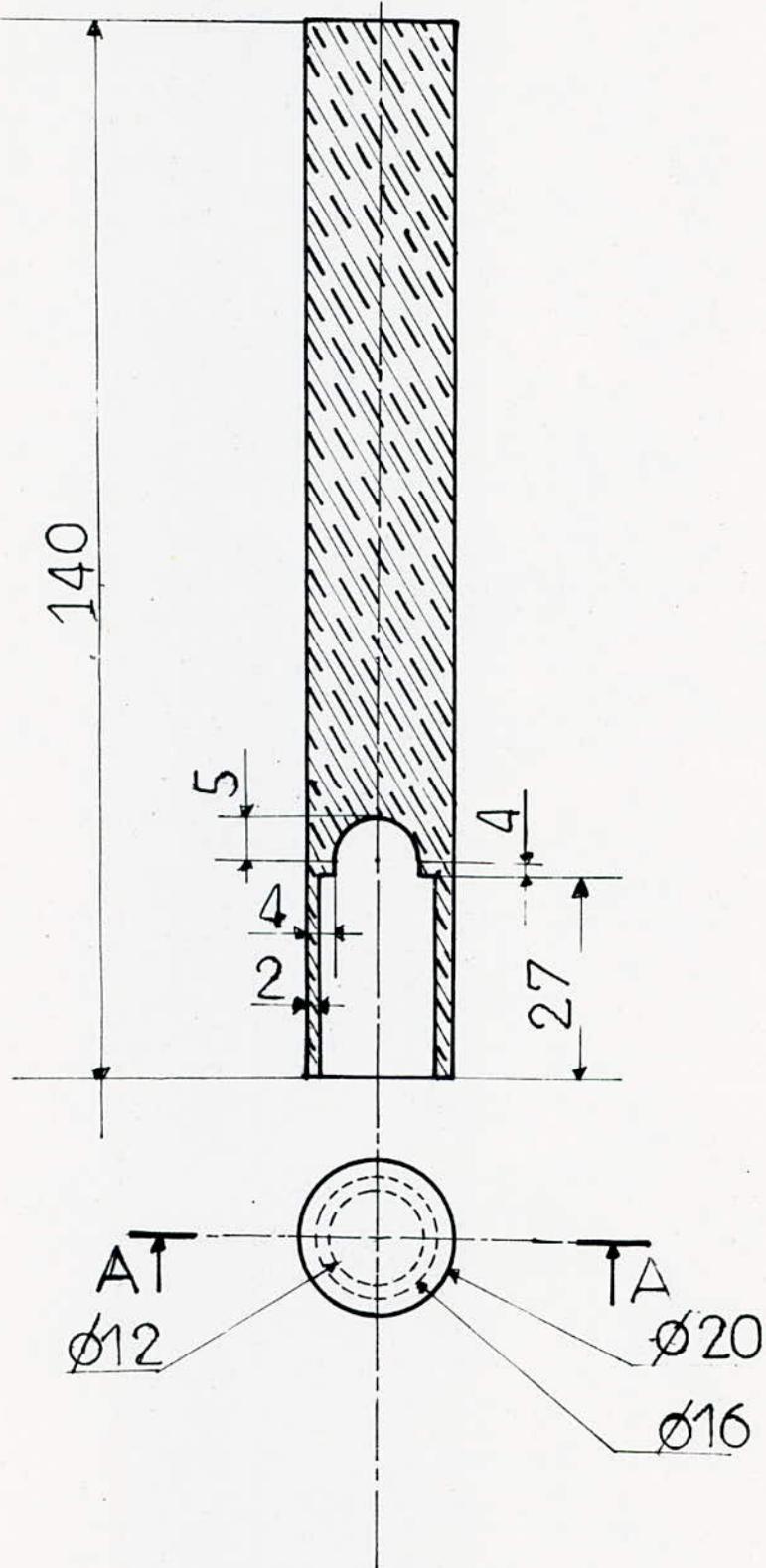
E.N.P

D.G. DE L'ENVIRONNEMENT

D.KELLAL

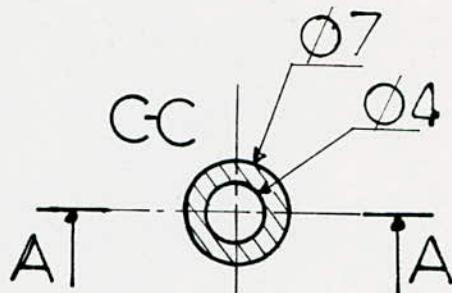
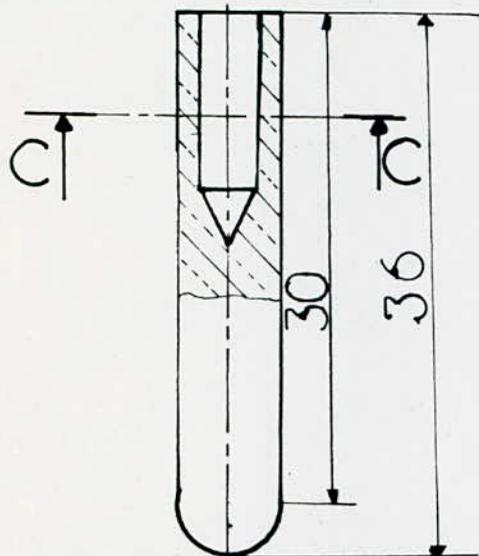
N°2 Juin 88

Coupe: A-A

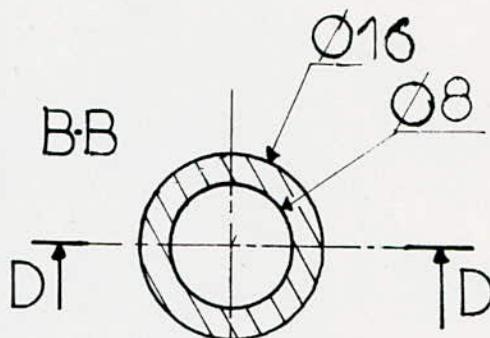
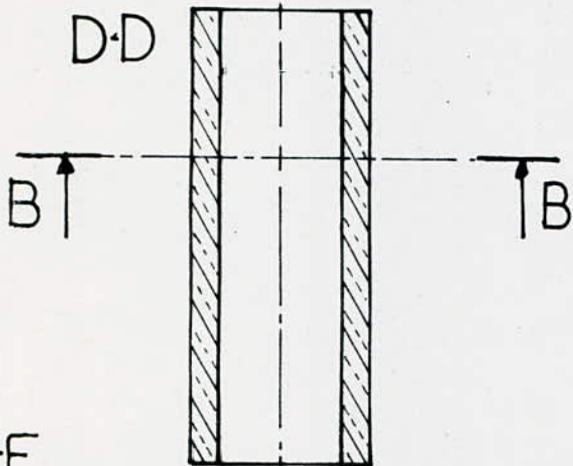


| | | | |
|----------|-------------------------|----------|---------|
| Ech: 1-1 | L'AXE D'AGITATION | N.NIMOUR | |
| | | D.KELLAL | |
| E.N.P | D.G. DE L'ENVIRONNEMENT | N°3 | Juin 88 |

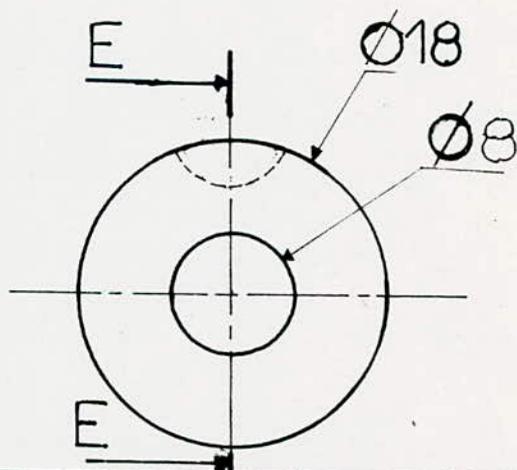
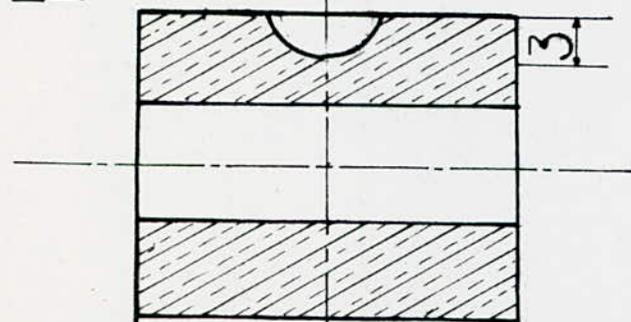
A-A



D-D



E-E



Ech 2-1

PARTIE MOBILE
DE L'AGITATEUR

N.NIMOUR



D.KELLAL

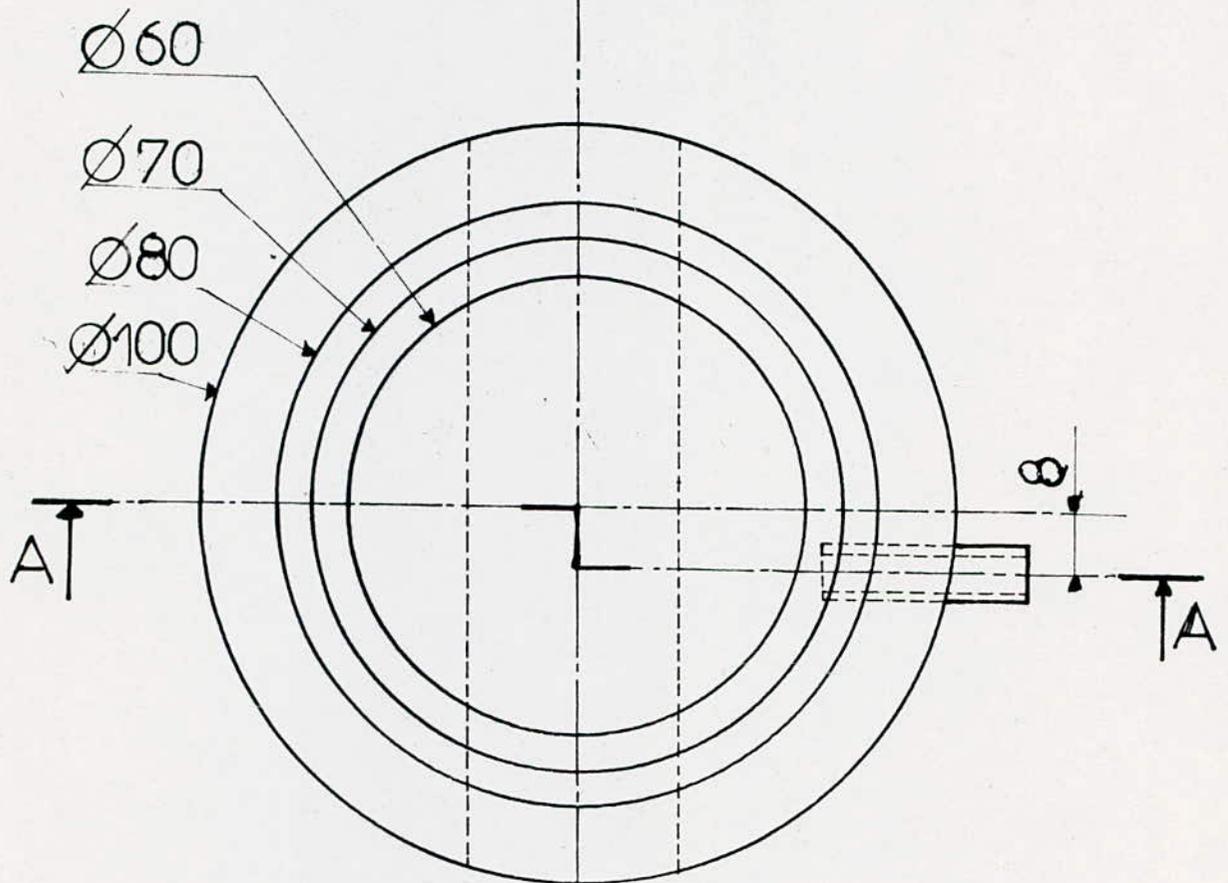
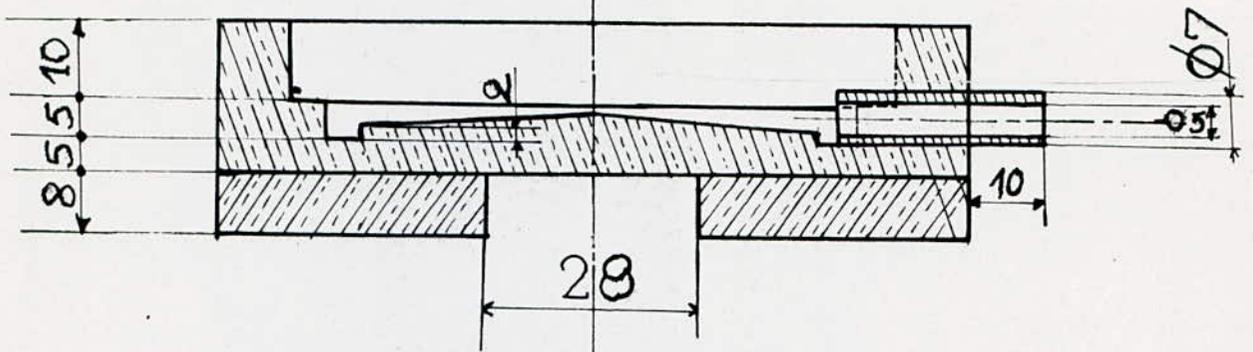
E.N.P

DG. DE L'ENVIRONNEMENT

N°4 Juin 88

Coupe :

A-A



Ech:1-1



CYLINDRE INFÉRIEUR

N.NIMOUR

D.KELLAL

E.N.P

D.G. DE L'ENVIRONNEMENT

N°5 Juin 88

ANNEXE IV

I. DETERMINATION DE LA DEMANDE BIOCHIMIQUE EN OXYGENE

- Principe

Par demande biochimique en oxygène (DBO), on désigne la quantité d'oxygène moléculaire dissous consommé dans les conditions de l'essai, après incubation durant 5 jours, à 20°c et dans l'obscurité, par les microorganismes pour dégrader et les oxydant, les matières organiques contenues dans l'eau. La mesure de la quantité d'oxygène consommée est suivie dans une solution ensemencée ou non.

La méthode de dilution convient pour la détermination de la DBO₅ dans les eaux fortement polluées. Ces eaux sont diluées avec une eau riche en oxygène et dans laquelle la consommation d'oxygène a cessé. Cette dilution doit être effectuée à un tel degré qu'après la durée d'incubation et de consommation, il reste au moins 2mg d'oxygène par litre d'eau.

- Réactifs

- Solution de phosphates: Dissoudre 8,5 g KH_2PO_4 ; 21,75 g K_2HPO_4 ; 33,4 g $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ et 1,7 g NH_4Cl dans 1 litre d'eau bidistillée. pH 7,2.
- Solution de sulfate de magnésium à 2,25% de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$.
- Solution de chlorure de calcium à 2,75% de CaCl_2 .
- Solution de chlorure de fer à 0,25% de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$.

- Préparation de l'eau de dilution

L'eau utilisée à cette fin doit être exempte d'ions d'argent et de cuivre ainsi que de chlore efficace. Ajouter à un litre d'eau distillée 1 ml de chacune des solutions ci-dessus. L'eau de dilution ainsi obtenue doit être aérée plusieurs fois jusqu'à consommation d'oxygène. Elle est conservée à l'abri de la lumière à 20°c. Cette eau de dilution doit être utilisée dans les 24 heures.

- Mode opératoire

Mettre un volume connu d'eau à analyser dans une fiole jaugée, compléter avec de l'eau de dilution. Homogénéiser. Vérifier que le pH est compris entre 6 et 8. Remplir complètement un flacon avec cette solution. Bien boucher en évitant la formation de bulles d'air. Préparer également deux autres dilutions successives. Agiter fortement le premier échantillon. Les deux autres échantillons sont conservés dans l'obscurité à 20°C.

Mesurer l'oxygène dissous subsistant au bout de 5 jours. pratiquer un essai témoin en dosant l'oxygène dissous dans l'eau de dilution.

- Expression des résultats

- V_a = Volume total après dilution, ml.

- V_b = Volume de l'échantillon non dilué, ml.

- Z_p = Consommation d'oxygène de la dilution pendant 5 jours, en mg d'O₂/l.

- ~~Z_v~~ = Consommation d'oxygène de l'eau de dilution (éventuellement inoculé) pendant 5 jours, en mg d'O₂/l.

La demande biochimique en oxygène, exprimée en mg O₂/l, de l'eau pendant 5 jours est égale à :

$$D.B.O_5 = \frac{V_a}{V_b} \cdot (Z_p - Z_v) + Z_v$$

Préciser éventuellement le traitement préalable effectué sur le prélèvement (décantation, filtration,). (15)

II. DETERMINATION DE LA DEMANDE CHIMIQUE EN OXYGENE

- Principe

Dans les conditions définies, certaines matières contenues dans l'eau sont oxydées par un excès de dichromate de potassium, en milieu acide et en présence de sulfate d'argent et de sulfate de mercure. L'excès de dichromate de potassium est dosé par le sulfate de fer et d'ammonium.

- Réactifs

- Eau distillée fraîchement préparée.
- Sulfate de mercure cristallisé.
- Solution sulfurique de sulfate d'argent à 0,66%.
- Solution de sulfate de fer et d'ammonium 0,25%.
- Solution de dichromate de potassium 0,25%.
- Solution de ferroïne : Dissoudre 1,485 g de 1-10-phénanthroline et 0,695 g de sulfate de fer dans 100ml d'eau distillée.

- Mode opératoire

Introduire 50 ml d'eau à analyser dans un ballon de 500 ml, éventuellement, une même quantité d'eau de dilution. Ajouter 1 g de sulfate de mercure cristallisé et 5 ml de solution sulfurique de sulfate d'argent. Chauffer, si nécessaire, jusqu'à parfaite dissolution. Ajouter 25ml de solution de dichromate de potassium puis 70 ml de solution de sulfate d'argent. Porter à ébullition pendant 2 heures sous réfrigérant à reflux adapté au ballon. Laisser refroidir. Diluer à 350 ml avec de l'eau distillée. Ajouter quelques gouttes de solution de ferroïne. Déterminer la quantité nécessaire de solution de sulfate de fer et d'ammonium pour obtenir le virage au rouge violacé. Procéder aux mêmes opérations sur 50 ml d'eau distillée.

- Expression des résultats

La demande chimique en oxygène (DCO) exprimée en milligrammes d'oxygène par litre est égale à :

$$\frac{8000 (V_0 - VI)}{V}$$

↳ V_0 : Volume de sulfate de fer et d'ammonium nécessaire au dosage (ml).

- VI : Volume de sulfate de fer et d'ammonium nécessaire à l'essai à blanc (ml).

- V : Volume de la prise d'essai. (14)

- 1.- PALMER (J.A.) ,
" Effect of solute-membrane interactions on flux limiting concentration polarization in ultrafiltration processing " , Publication , (1973) . *Document personnel de M^r MAMERI*
- 2.- NAKAO (S.I.) , YUMOTO (S.) , WATANABE (A.) , KIMURA (S.)
" Performances of membranes during the treatment of soybean cooking drain from a miso (fermented soy paste) factory by ultrafiltration and reverse osmosis Publication , (1983) . *Document personnel de M^r MAMERI*
- 3.- MAUREL (A.) ,
" Osmose inverse et ultrafiltration " , Considérations théoriques , Publication . *Document personnel de M^r MAMERI*
- 4.- APRIA ,
" Les nouveaux procédés de séparation par membranes actives dans l'industrie alimentaire : osmose inverse, électrodialyse, ultrafiltration " , Publication , (1975) .
- 5.- NOUVEAU LAROUSSE MEDICAL , (1986) .
- 6.- APTEL (PH.) , AUDINOS (R.) , BAUDUIN (G.) ,
" Membranes artificielles et matériaux biologiques " , Publication , (21 Mai 1981) .
- 7.- REVUE INFORMATION CHIMIE , Technique de l'Ingénieur , (Mars 1978) .
- 8.- RECUEIL DES CONFERENCES , Journée sur les membranes et leur applications , Toulouse , (8 Mai 1980) . *Document de M^r MAMERI*
- 9.- KAZI (T.) , OUKACI (Y.) ,
" Cours de biochimie : Balance azotée et Protéines plasmatiques " , OPU , ALGER , (1982) .
- 10.- KRUIH (J.) ,
" Biochimie, études médicales et biologiques, Tome I : Biologie cellulaire et moléculaire " , Collection Hermann , (1982) .

- II.- PERCHERON (F.) , PERLES (R.) , FOMLIERI (M.J.) ,
" Abrégé de biochimie générale, Tome I : Bioénergétique
Protides, Enzymologie, Acides nucléiques " ,
Ed. Masson , (1980) .
- I2.- CHEFTEL (J.C.) , LORIENT (D.) ,
" Les propriétés fonctionnelles des protéines lactières
et leur amélioration " , Publication . Document personnel
de M^r MAMERT
- I3.- SABOURAULT (D.) , BOURDEAUX (M.) ,
" Biochimie, Tome I : Protéines et acides aminés, Acides
nucléiques, Enzymologie - coenzymes " ,
- I4.- RODIER (J.) ,
" L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires,
eaux de mer " , Ed. DUNOD , PARIS , (1978) .
- I5.- LEITHE (W.) ,
" Détermination comparée de la demande chimique et
biochimique en oxygène ainsi que la consommation
de permanganate de potassium dans l'eau potable et
les eaux de surface " , Annuaire , Tome 38 , P. II9 -
I27 , (1971) .
- I6.- TESSIER (J.P.) ,
" Ultrafiltration et osmose inverse appliquées à la
valorisation du plasma bovin . Document personnel
de M^r MAMERT
- I7.- KARLSON (P.)
BIOCHIMIE, Editions Doins (2^{ème} édition) 1971

