



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene
U.S.T.H.B.

Faculté de Génie Mécanique et de Génie des Procédés

MEMOIRE

Présenté pour l'obtention du diplôme de MAGISTER

EN : Génie des Procédés

Spécialité : Energétique des Procédés

Par : Maamar FEDAILAINE

THEME

**MODÉLISATION D'UN BIORÉACTEUR TRIPHASIQUE
GAZ-LIQUIDE-SOLIDE**

Soutenu publiquement le : 03/06/2008, devant le jury composé de :

Mme F. BENTAHAR

Professeur

Présidente

Mme K ALLIA

Professeur

Directeur de thèse

Mr D. ABDESSEMED

Maître de conférences

Examineur

Mme N. LALAOUI

Maître de conférences

Examineur

Mme L.TOUMI

Maître de conférences

Invitée

Remerciements

*Cette étude a été réalisée au sein du laboratoire de Génie des Procédés – Environnement, de la Faculté de Génie Mécanique et de Génie des Procédés, de l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene, sous la direction du Professeur **Khedidja ALLIA**.*

*Mes vifs remerciements à Madame Le Professeur **K. ALLIA**, qui m'a fait l'honneur d'être ma directrice de thèse et d'avoir encadré ce travail avec compétence et rigueur. Je lui sais encore gré de ses conseils et aussi pour les précieux conseils et les nombreuses discussions qui m'ont grandement aidé à la réalisation de cette étude.*

*J'adresse mes chaleureux remerciements à Madame **F. BENTAHAR**, Professeur à l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene d'Alger (**USTHB**), , qu'elle trouve l'expression de ma grande satisfaction pour l'honneur qu'elle me fait, en acceptant de présider Le Jury de cette thèse.*

*J'adresse mes chaleureux remerciements à Monsieur **D. ABDESSEMED**, Maître de conférences à l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene d'Alger (**USTHB**), pour l'attention et la considération qu'il a accordé à ce travail en l'examinant.*

*Mes sincères remerciements à Madame **N. LALAOUI**, Maître de conférences à l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene d'Alger (**USTHB**), qui a accepté de prendre part à ce jury, qu'elle trouve l'expression de ma vive reconnaissance pour l'honneur qu'elle me fait, d'avoir accepté de juger ce travail et pour ses conseils durant la période de thèse.*

*J'exprime toute ma gratitude à Madame **L. TOUMI**, Maître de conférences à l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene d'Alger (**USTHB**). Sa compréhension, sa grande disponibilité et tout simplement sa personnalité font d'elle quelqu'un de remarquable. Sa grande curiosité et sa largesse d'esprit ont su agrémenter nos multiples discussions.*

*Je souhaite remercier toute l'équipe de recherche du laboratoire LGPE pour m'avoir aidé, conseillé et supporté : Madame. **Z. SALEM**, Mademoiselle **F. BOUDJLIDA**, Messieurs **Y. KECHROUD** et **M. CHERFI**.*

Des heures et des heures de travail et de plaisir ... je crois que c'est ce qui traduit mon cheminement d'étudiant en magister. La conception du modèle mathématique dont il est question dans ce travail, de même que l'écriture de cette thèse a nécessité l'intervention de plusieurs personnes. J'aimerais donc souligner l'aide que ses personnes m'ont apportée et les remercier infiniment. Professeurs (es), amis (es) et bien entendu ma famille que j'aime beaucoup et qui, malgré la distance, a toujours su m'apporter un support moral et des encouragements dans les moments les plus difficiles.

*Je désire aussi remercier mes collègues du laboratoire de physique théorique Messieurs. **K. AOUTOU**, **M DJEBLI** et **M. TRIBACHE** ainsi que Madame. **F. BOUMEDIENNE**, du laboratoire de génie mécanique avancée pour m'avoir initié au logiciel de **MATLAB**.*

Dédicace

*A MES PARENTS
ET A MA FUTURE EPOUSE*

RESUME

La tendance actuelle pour le traitement des eaux usées, est de s'orienter vers une réutilisation optimale de l'eau et une décentralisation du traitement des eaux usées qui consiste en un contrôle et un traitement à la source même. Les réacteurs biologiques de nouvelle génération sont de plus en plus utilisés. Ils permettent d'améliorer considérablement les performances des opérations de dépollution, mais sont particulièrement sensibles aux conditions hydrodynamiques (interdépendance entre les phénomènes de croissance des films biologiques, les écoulements et également l'effet sur la cinétique globale de traitement). Le fonctionnement optimal de ces procédés nécessite la maîtrise de la cinétique biochimique, du comportement physico-chimique et rhéologique mais aussi de l'hydrodynamique qui conditionne le transfert de matière.

Notre objectif est d'utiliser une nouvelle approche de modélisation d'un bioréacteur triphasique à lit fluidisé. Cette dernière consiste en la prise en considération des mécanismes fondamentaux de croissance du biofilm ainsi que la dynamique du système en l'occurrence les paramètres hydrodynamiques des conditions optimales de fonctionnement du bioréacteur.

ABSTRACT

The current trend for wastewater treatment is to move toward an optimal water reuse and decentralization of wastewater treatment: which consists of control and treatment at the source. The new generations of bioreactors are more used, because they can improve the performance of the pollution removal, but they are particularly sensitive to the hydrodynamic conditions; interdependence between the phenomena of biofilms growth, flow and the kinetic effect on the treatment. So these processes require the control of biokinetic, physico-chemical and rheological conditions but also the hydrodynamic that conditions the mass transfer.

Our goal is to use a new approach to modelling a triphasic fluidized bed bioreactor. The latter consists of taking into consideration the fundamental mechanisms of biofilm growth, as well as the dynamics of the system in this case the optimal hydrodynamic parameters conditions for the bioreactor functioning.

NOMENCLATURE

LETTRES LATINES

C_b	: Concentration de l'oxygène au sein du liquide	g/L
C_f	: Concentration de l'oxygène dans le biofilm	g/L
C_0	: Concentration de l'oxygène dans l'air	g/L
D	: Taux dilution du liquide	h^{-1}
D_C	: <i>Diamètre</i> de colonne	cm
D_e / D_f	: Rapport coefficient de diffusion effectif	-
D_{of}	: Coefficient de diffusion de l'oxygène dans le biofilm	cm^2/s
d_p	: Diamètre des particules	cm
D_{sf}	: Coefficient de diffusion du substrat hydrocarboné dans le biofilm	cm^2/s
f	: Fraction de bactéries actives dans le biofilm	-
k_o	: Coefficient transfert de matière liquide-biofilm pour l'oxygène	cm/s
k_s	: Coefficient transfert de matière liquide-biofilm pour le substrat hydrocarboné	cm/s
K_I	: Coefficient d'inhibition	g/L
K_O	: Constante de saturation de l'oxygène	g/L
K_S	: Constant de saturation du substrat hydrocarbure	g/L
L_f	: L'épaisseur du biofilm	cm
m	: Coefficient de maintenance du substrat	g/g.h
m_{bf}	: Masse d'une bioparticule singulière	g
N_p	: Nombre total des particules dans le réacteur	-
Q	: Débit de liquide,	cm^3/s
Q_r/Q	: Rapport des débits	-
r	: Position radiale dans le biofilm	cm
r_D	: Taux de détachement spécifique	h^{-1}
r_f	: Position radial à la surface de biofilm	cm
r_p	: Position radial à la surface des particules	cm
S_b	: Concentration du substrat hydrocarboné au sein du liquide	g/L
S_{f_s}	: Concentration du substrat hydrocarboné dans le biofilm	g/L
S_0	: Concentration du substrat hydrocarboné dans l'alimentation	g/L
T	: Température	$^{\circ}C$
U_g	: Vitesse de gaz	cm/s
U_l	: Vitesse l'écoulement de liquide	cm/s
V	: Volume de liquide	L
V_R	: Volume de liquide dans le réacteur	L
W	: Masse des particules de sable sec	g
X_s	: Concentration de biomasse en suspension dans le réacteur	g DW/L
Y_g	: Coefficient de rendement de croissance du substrat hydrocarboné	g DW/g .substrat
Y_O	: Coefficient de rendement de croissance de l'oxygène,	gDW/g.oxygène
TSH	: Temps séjour hydraulique	-
ICFBR	: Bioréacteur à lit fluidisé avec biomasse fixée	-
ESP	: Extracellulaire substance polymère	-
CSTR	: Réacteur parfaitement agité	-
FBBR	: Bioréacteur à lit fluidisé triphasique	-

LETTRES GREQUES

ε_L	: Rétention de liquide	-
μ	: Taux de croissance spécifique	h^{-1}
μ_b	: Taux de croissance spécifique dans la phase liquide	h^{-1}
μ_{max}	: Taux de croissance spécifique maximum	h^{-1}
μ_f	: Taux de croissance spécifique dans le biofilm avec des distances radial	h^{-1}
ρ_f	: Densité de biofilm sec	g DW/cm ³ volume humide

SOMMAIRE

Remerciement	1
Dédicace	2
Résumé	3
NOMENCLATURE	4
Sommaire	6
Liste des figures	9
Liste des tableaux	9
INTRODUCTION GENERALE	10
PROBLEMATIQUE	13
CHAPITRE I : DONNEES DE LA LITTERATURE	14
I .Modélisation Définitions et état actuel des connaissances	15
I-1 Les bioréacteurs à lit fluidisé	15
I-1-1 Principe de base des bioréacteurs à lit fluidisé	15
I-2 Biofilm	16
I-2-1 Définition	16
I-2-2 L'étape de l'adhérence microbienne des cellules	17
I-2-3 L'adhésion ou fixation irréversible des bactéries	17
I-2-4 Colonisation du support	17
I-2-5 Caractéristiques du biofilm	17
I-2-5-1 Structure du biofilm	17
I-2-5-2 Épaisseur du biofilm	19
I-2-5-3 Densité du biofilm	20
I-2-5-4 Activité du biofilm	20
I-2-5-5 Détachement du biofilm	21
I-2-5-5-1 L'abrasion	21
I-2-5-5-2 L'érosion et "sloughing"	22
I-2-6 Les avantages et les inconvénients de bioréacteur à lit fluidisé	22
I-3 Transfert de matière	24
I-3-1 Les phénomènes de transfert dans le biofilm	24
I-3-2 Les mécanismes de base	24
I-3-2-1 Transfert de masse externe	25
I-3-2-2 Transfert de masse entre la phase gazeuse et la phase liquide	25
I-3-2-3 Résistance dans le film liquide	25
I-3-2-4 Résistance de transfert de liquide-biofilm	25
I-3-2-5 Transfert de matière interne (dans le biofilm)	26
I-4 Biocinétique	27
I-4-1 Cinétique de la biodégradation	27
I-4-2 Expressions générales de la cinétique	27
I-4-2-1 La croissance	27
I-4-2-2 Maintenance et ralentissement (déclin) endogène	28
I-4-2-3 La mort	28
I-4-2-4 Assimilation du substrat	28
I-4-2-5 Equation de Monod	29
I-4-2-6 Equation de Haldane	29
I-5 Facteurs affectant l'attachement, la croissance et le déplacement d'éléments nutritifs	31

I-5-1 L'effet d'attachement de la surface solide	31
I-5-2 Effet des forces et de vitesse de cisaillement	31
I-5-3 Effet du pH et de la température	32
I-5-4 Effet de l'oxygène dissous (DO)	32
I-5-5 Effet du substrat et la nutrition	33
I-5-6 Effet l'épaisseur de biofilm	34
I-6 Les modèles	34
I-6-1 Les modèles mathématiques existants	34
I-6-2 Comparaison des modèles de bioréacteurs à lit fluidisé avec biomasse fixée	41
CHAPITRE II : CONTRIBUTION A LA MODELISATION D'UN BIOREACTEUR A LIT FLUIDISE (gaz-liquide-solide)	44
II. Modèle dynamique	45
II-1 Les Hypothèses	45
II-1-1 Bilan matière du substrat au sein du fluide	46
II-1-2 Bilan matière de l'oxygène au sein du liquide	47
II-1-3 Bilan matière de biomasse en suspension	47
II-1-4 Bilan du substrat dans le biofilm	48
II-1-5 Bilan de l'oxygène dans le biofilm	49
II-1-6 Bilan global au niveau de la bioparticule	50
II-1-6-1 Bilan matière relatif à la biomasse dans le biofilm	50
II-2 Organigramme	52
II-3 Méthodes numériques	53
II-3-1 Solution du modèle dans le régime transitoire	53
CHAPITRE III : Application	54
III-1 La partie expérimentale	55
III-1-1 Description de l'installation à lit fluidisée triphasique (gaz-liquide-solide)	55
III-1-2 La colonne	55
III-1-3 La section de désengagement	56
III-1-4 Les distributeurs	56
III-1-5 La zone calmante	56
CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSION	59
IV Résultats et discussion	60
IV -1 Réacteur en Batch (discontinu)	60
IV -1-2 Les réponses aux changements des paramètres	63
IV -1-2-1 Variation du aux de croissance spécifique maximale μ_{\max}	63
IV -1-2-2 Variation de la constante de saturation du substrat K_s	65
IV -1-2-3 Variation de la constante d'inhibition K_I	66
IV -1-2-4 Variation du coefficient de rendement de croissance bactérienne relatif au substrat organique Y_g	67
IV -1-2-5 Variation du taux de maintenance m	68
IV -1-2-6 Variation du coefficient de diffusion du substrat dans le biofilm D_{sf}	69

IV -1-2-7 Variation du taux de détachement r_d	70
IV -1-2-8 Variation du coefficient de transfert de matière liquide-biofilm du substrat organique k_s	71
IV -1-2-9 Variation du coefficient de diffusion de l'oxygène dans D_{of}	72
IV -1-2-10 Variation de la concentration initiale du substrat S_{b0}	73
IV -1-2-11 Variation de la concentration initiale de l'oxygène au sein du liquide C_{b0}	74
IV -1-2-12 Variation de la concentration initiale de la biomasse en suspension X_{s0}	75
IV -1-2-13 L'épaisseur du biofilm initiale r_{f0}	76
Conclusion	77
Les références	79
Les annexes	93
Annexe I	94
Annexe II	100
Publication	102

Liste des figures

Figure 1	: Schéma de base des Bioréacteurs à lit fluidisé (FBBR)	15
Figure 2	: Formation de biofilm (sous forme matrice)	16
Figure 3	: Schéma de principe de formation d'un biofilm	16
Figure 4	: La conception du biofilm (D'après Characklis et Marshall, 1990)	18
Figure 5	: Profil typique de concentration dans les trois phases gaz, liquide et solide au sein d'un bioréacteur	24
Figure 6	: Schéma de bioparticules	48
Figure 7	: Schéma du lit fluidisé triphasique	55
Figure 8	: Evolution de la composition de l'effluent de sortie en fonction du temps	60
Figure 9	: Evolution de l'épaisseur en fonction du temps	61
Figure 10	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation μ_{max}	63
Figure 11	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation K_s	65
Figure 12	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation K_l	66
Figure 13	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation Y_g	67
Figure 14	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation m	68
Figure 15	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation D_{sf}	69
Figure 16	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation r_d	70
Figure 17	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation k_s	71
Figure 18	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation D_{of}	72
Figure 19	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation S_{b0}	73
Figure 20	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation C_{b0}	74
Figure 21	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation X_{s0}	75
Figure 22	: La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation r_{f0}	76

Liste des tableaux

Tableau 1	: Les modèles d'inhibition du substrat (Onysko, K. A. 1999)	30
Tableau 2	: Caractéristiques des bioréacteurs à lit fluidisé avec des cellules immobilisées	36
Tableau 3	: Caractéristiques des systèmes choisis d'ICFBR	41
Tableau 4	: Comparaisons des modèles en régime transitoire ICFBR	42
Tableau 5	: Comparaison du modèle proposé aux autres modèles	57
Tableau 6	: Les constantes de modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)	58
Tableau 7	: Comparaison des constantes adoptées par les modèles de la littérature	62

Introduction générale

L'eau est à l'origine de la vie sur terre. Plusieurs milliards d'années, elle recouvrait la quasi-totalité de la planète. C'est au milieu de cette eau que se sont constituées les premières cellules vivantes. Cette origine atteste de l'étroite dépendance que toute vie sur terre entretient avec l'eau. La totalité de l'eau contenue sur terre forme ce que l'on appelle l'hydrosphère, dont le volume total est estimé à 1,4 milliards de Km³.

Cela paraît considérable. Cependant, il convient de relativiser ; d'après les données du système mondial d'observation du cycle hydrologique (Fabien. N 2004) (WHCOS), la proportion d'eau douce est estimée à 2,8 % du total des eaux sur terre ; 2,15 % constituent la partie immobilisée dans les glaces polaires. Ceci signifie que seule une faible fraction de ce total est réellement accessible pour les activités humaines. Les eaux de surface ainsi que les nappes souterraines ne représentent plus que 0,65 % de la totalité de la ressource aquatique de la planète bleue. Cette « faible » quantité d'eau douce doit pourtant satisfaire l'ensemble des besoins de l'humanité.

En outre, la demande en eau devient difficile à satisfaire, au la croissance démographique, à l'urbanisation, et au développement industriel. Les rejets urbains et industriels, sont en effet des facteurs de détérioration de la qualité de l'eau, et la lutte contre ses pollutions devient une nécessité vitale. Il ne s'agit donc pas seulement d'économiser ou de récupérer cette ressource, mais aussi de la protéger.

Cependant, la réalité est que toutes sortes de produit sont dans l'eau sans aucun traitement préalable. Ils sont soumis au même titre que les substances naturelles aux phénomènes biogéochimiques, qui peuvent certes les neutraliser mais aussi faciliter au contraire leur dispersion et exalter leur toxicité.

D'autre part, la dispersion de substances toxiques, dans le milieu naturel conduit à une contamination d'autant plus dangereuse des chaînes trophiques. Ainsi, diverses eaux résiduaires industrielles, dont les eaux contaminées par les hydrocarbures objet de la présente étude, sont directement évacuées dans les cours d'eau causant des effets irréversibles sur la qualité de l'eau et des êtres vivants qui en dépendent.

Dans l'étude de l'élimination de la pollution organique dans les eaux, les procédés de traitement biologiques fondés sur l'utilisation des micro-organismes éliminant les principaux polluants des milieux naturels s'avèrent très intéressante du point de vue économique. La mise procédés biologiques fait appel à plusieurs disciplines dont (Victor-Hugo Grisales, P.2007):

- La microbiologie qui vise à sélectionner et à développer des micro-organismes d'intérêt, ainsi qu'à déterminer leur comportement en fonction des conditions du milieu ; elle fournit un catalogue de fonctions métaboliques,
- Le génie des procédés qui donne les outils nécessaires à la conception et développement des procédés ainsi que les modes de fonctionnement facilitant et garantissant la réalisation de ces fonctions métaboliques,

- L'automatique qui permet de maintenir et d'augmenter le niveau de performances par l'optimisation en temps réel des procédés et la réduction des perturbations. Et ceci à l'aide de modèles permettant de simuler le procédé en question.

Parmi les techniques de mise en contact des phases, Le réacteur à lit fluidisé est le procédé, parmi les plus performants et les plus prometteurs. La mise en suspension de particules de plus en plus petites permet de développer une surface très importante pour l'adhésion des micro-organismes. La colonisation de cette immense surface permet alors d'accumuler une biomasse active très importante qui a pour conséquence de réduire considérablement les temps de séjour et de traiter de fortes charges (Victor-Hugo Grisales, P. 2007).

L'objectif de ce travail consiste en l'utilisation d'une nouvelle approche de modélisation d'un bioréacteur triphasique à lit fluidisé. Cette dernière prend en charge aussi bien les mécanismes fondamentaux de croissance du biofilm que les paramètres dynamiques du système.

Le manuscrit est organisé comme suit :

- 1) Dans la première partie nous donnons un aperçu sur les connaissances relatives aux biofilms ainsi que sur les modèles existants.
- 2) Dans la deuxième partie nous présentons la dynamique à lit fluidisé.
- 3) Et dans la troisième partie nous présentons l'analyse des résultats de simulation et les perspectives modèles adaptées au cas étudié.

Et enfin

- 4) La conclusion

Problématique :

La modélisation des systèmes est une étape nécessaire pour leur simulation. Dans le cas des bioréacteurs triphasiques utilisés dans le traitement des eaux usées, la maîtrise à l'échelle industrielle des réactions biologiques nécessite une bonne connaissance des phénomènes mis en jeu, notamment des paramètres dynamiques, des coefficients de transfert de matière ainsi que des constantes relatives à la réaction biochimique qui s'effectue au sein du biofilm. Le traitement des eaux usées en lit fluidisé se fait en présence des trois phases (Gaz (air) /L (effluent)/S (sable sur lequel se fixe la biomasse)).

En raison de la complexité du système, nous proposons un modèle mathématique intégrant à la fois les paramètres inhérent à la bio cinétique qui intègre à la fois la contribution de la concentration en oxygène sur la biomasse fixée (en prenant en considération le détachement du biofilm) que les paramètres hydrodynamiques de fonctionnement. Enfin, une étude comparative entre les résultats expérimentaux et ceux obtenus par la simulation est réalisée.

Chapitre I :

Données de la littérature

I Définitions et état actuel des connaissances

I.1 Les bioréacteurs à lit fluidisé

I.1.1 Principe de base des bioréacteurs à lit fluidisé :

Dans les réacteurs à lit fluidisé, le fluide traverse le lit avec une vitesse minimale de fluidisation et conduit à un état expansé appelé un état fluidisé.

L'un des avantages du lit fluidisé est l'importante surface spécifique qu'il présente et qui permet une croissance biologique, et conduisant ainsi à un développement d'une grande concentration en biomasse (Shieh et coll., 1981). Au cours de la croissance biologique, le diamètre des particules augmente, tandis que la densité globale des particules diminue.

Pour éviter que la densité globale des bioparticules n'atteigne pas un niveau tel qu'il y ait entraînement des particules, il est nécessaire de limiter l'épaisseur du biofilm en contrôlant l'expansion du lit à une hauteur spécifique (Fahid, K. J. Rabah, 2003).

Le Schéma de base d'un bioréacteur à lit fluidisé est représenté dans la figure 1.

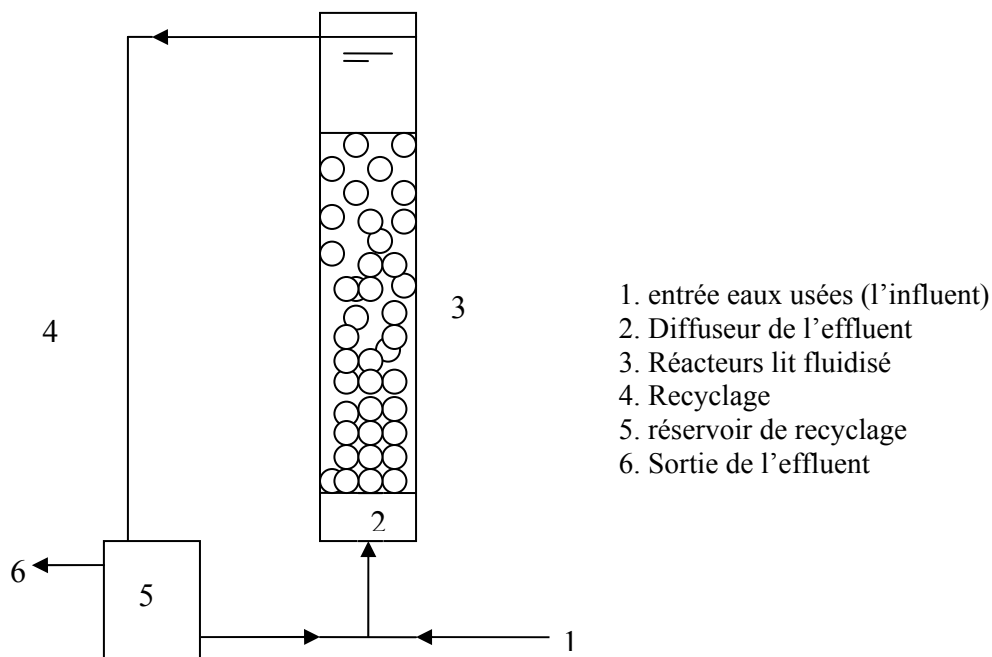


Figure 1 : Schéma de base des Bioréacteurs à lit fluidisé (FBBR)

I-2 Biofilm

I-2-1 Définition

Un biofilm peut être défini comme une communauté microbienne généralement contenue dans une matrice de polymères organiques, adhérant à une surface (Lappin-Scott 1995). La formation de biofilms par les micro-organismes est un phénomène très commun, et de nombreuses études ont clairement établi que les bactéries pouvaient adhérer et coloniser la surface de la plupart des matériaux pour ensuite former un biofilm.



Figure 2 : Formation de biofilm (sous forme de matrice) (Elvire Guiot, 2001)

Le processus de formation d'un biofilm est généralement divisé en quatre étapes :

- (1) le transport des micro-organismes,
- (2) l'adhésion initiale des cellules microbiennes sur le support,
- (3) la consolidation de l'adhésion par la synthèse de composés extracellulaires (polymères organiques),
- (4) la colonisation du support par multiplication des cellules adhérentes et de la matrice de polymères organiques, formant le biofilm figure (3) (Busscher 1995).

Le processus reste le même dans tous les environnements en contact avec des liquides naturels. (Elvire Guiot, 2001)

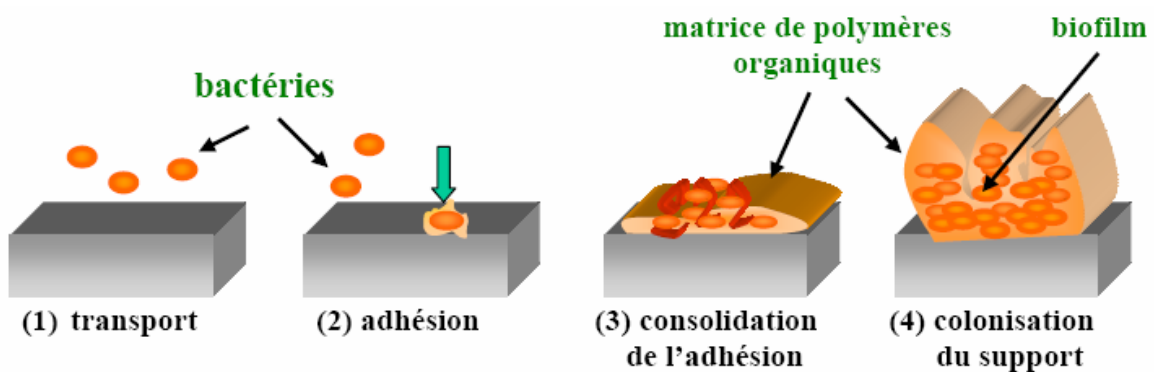


Figure 3 : Schéma de principe de formation d'un biofilm (Elvire Guiot, 2001).

I-2-2 L'étape de l'adhérence microbienne des cellules :

Une fraction des bactéries planctoniques transportées par l'eau, se dépose au niveau de la surface des canalisations. Cette étape ne fait intervenir que des processus physiques (interactions électrostatiques, électrodynamiques), et dépend de la nature du support et de son conditionnement préalable (présence de tubercules de corrosion, par exemple). Les bactéries ne sont fixées que de manière réversible au support ; elles se détachent facilement sous l'action de contraintes hydrodynamiques imposées par le milieu. Cette phase est en général spécifique et de courte durée (5 à 10 heures) (Gauthier *et coll.*, 1989).

I-2-3 L'adhésion ou fixation irréversible des bactéries :

Cette étape est plus lente que la précédente, l'irréversibilité de l'adhésion fait appel au métabolisme bactérien. En effet, la sécrétion d'exopolymères par les microorganismes leur permet de consolider leur adhésion au support, formant autour de la bactérie, une enveloppe, appelée glycocalix (Elvire Guiot 2001).

I-2-4 Colonisation du support

Dans des conditions favorables, lorsque les bactéries sont fixées de manière irréversible, les cellules peuvent se multiplier, selon la quantité de matière organique biodégradable disponible, et le taux d'oxydant résiduel. Il y a alors accroissement de la biomasse et production de métabolites sécrétés par les bactéries. Cette étape de croissance est divisée en trois phases :

- 1) une phase dynamique de croissance,
- 2) une phase linéaire de croissance, traduisant une évolution à taux constant et maximale du biofilm,
- 3) une phase de ralentissement, qui correspond à un début d'équilibre du biofilm entre le taux de multiplication et d'accumulation des microorganismes et le taux de détachement de la matière. Ceci met en évidence l'influence des facteurs hydrodynamiques sur le développement du biofilm. (Elvire Guiot 2001)

I-2-5 Caractéristiques du biofilm

I-2-5-1 Structure du biofilm :

Les biofilms naturels sont habituellement hétérogènes et très complexes. Ils se composent de cellules et de substances polymères extracellulaires. Les cellules sont incluses dans une matrice de gel en polysaccharides. Le plus souvent, les biofilms sont supposés avoir une structure homogène afin de simplifier les équations du modèle.

Les modèles mathématiques conventionnels décrivent les biofilms en tant que structures planes avec une distribution cellules. On admet aussi que le transfert de masse à travers la couche limite du biofilm est de type diffusif et perpendiculaire à la surface du support (Wanner et Gujer 1990).

Cependant, les observations microscopiques indiquent que les biofilms ne sont pas plats et la distribution des micro-organismes n'est pas uniforme. Les biofilms forment des structures fortement complexes contenant des vides, des canaux, des cavités, des pores et des filaments, avec des cellules disposées en faisceaux ou en couches. De telles structures aussi complexes ont été trouvées dans une grande variété de biofilms (Henze *et coll.*, 1997).

En raison de ces gradients spatiaux, la densité du biofilm, la fraction volumique de la phase liquide (porosité), et la tortuosité des biofilms doivent varier avec la profondeur du biofilm. Ces distributions spatiales des composants biotiques et abiotiques affectent à leur tour les mécanismes et les diffusivités de transfert de masse dans les biofilms (Bishop et coll., 1995).

En utilisant une approche de continuité et en adoptant les principes de conservation, un modèle mathématique analytique sur les interactions entre microorganismes dans les biofilms a été développé par Wanner et Gujer, 1986 (Bishop et coll., 1995). Le modèle prévoit des changements d'épaisseur de biofilm et décrit la dynamique et la distribution spatiale de l'espèce microbienne et des substrats dans le film. Il tient compte du détachement de la biomasse dû à l'effort de cisaillement et à la mue, des limitations externes de transfert de matière, ainsi que des variations de concentration en substrat au sein de la phase liquide.

La distribution spatiale des propriétés du biofilm a été également étudiée par Zhang, T. C. *et coll.*, 1994. Les densités, les porosités, la surface spécifique, et le rayon de pore moyen ont été déterminés pour des biofilms de culture hétérotrophes cultivés. On a constaté que les densités dans les couches inférieures étaient 5-10 fois plus importantes que celles dans les couches ; les porosités des biofilms ont changé de 84 à 93% dans les couches supérieures de 58~7% dans les couches inférieures. En revanche, le pore moyen de biofilms a diminué approximativement de 1,7 – 2,7 μm dans les couches supérieures à 0,3 – 0,4 μm dans les couches inférieures (Zhang et Bishop, 1994)

En général, le biofilm peut être divisé en deux zones, un film à la base et un film extérieur. Tous les deux contiennent un assemblage de micro-organismes et d'autres matériaux particuliers liés ensemble par une matrice d'EPS (Leslie Grady *et coll.*, 1999) (voir figure 3)

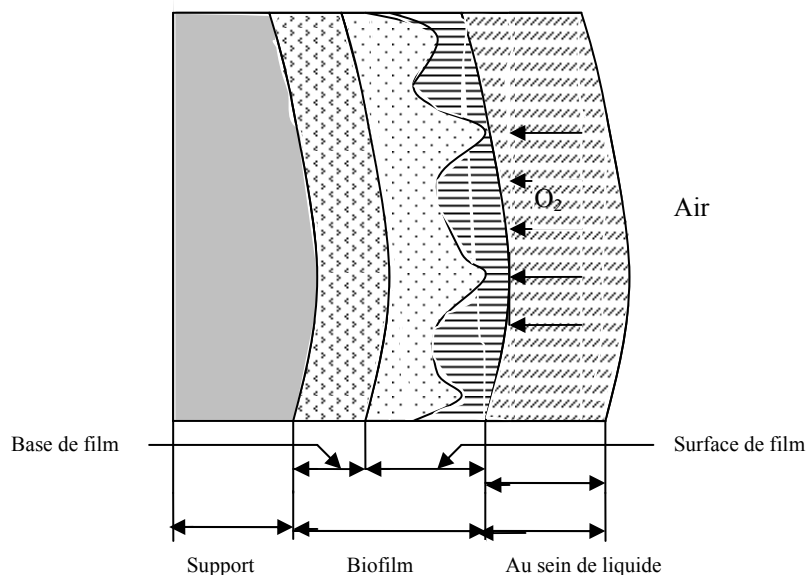


Figure 4 : La conception de système de biofilm (D'après Characklis et Marshall, 1990).

Le film à la base se compose d'une couche structurée, avec des frontières bien définies où le transport est contrôlé par diffusion moléculaire. Le film extérieur constitue une transition entre le film à la base et la phase liquide où le transport est contrôlé par advection (Henze *et*

coll., 1997). L'épaisseur relative de ces deux couches de biofilm dépend non seulement des caractéristiques hydrodynamiques, de la concentration du substrat, et des facteurs environnementaux du système, mais également de la nature des micro-organismes dans le biofilm (Henze et coll. 1997).

Les chercheurs ont étudié la structure des biofilms par plusieurs méthodes microscopiques. Traditionnellement, les seules méthodes disponibles pour la visualisation des biofilms ont été la microscopie optique et la microscopie électronique. Ces deux méthodes sont limitées, la première pour les biofilms très minces (au-dessous de 10 μm), la seconde a une technique destructive pour préparer l'échantillon (déshydratation). Vers la fin des années 80, une nouvelle méthode est proposée ; la microscopie confocal à balayage de laser (confocal scanning laser microscopy : CSLM) qui permet la visualisation en trois dimensions des échantillons de biofilms vivants et le traitement des données par ordinateur (Andrea. L, 2002).

Un autre développement important dans la visualisation des biofilms est l'utilisation de l'immunofluorescence et des sondes spécifiques à l'espèce de RNM (Résonance Nucléaire Magnétique). Avec ces technologies, des espèces différentes peuvent être marquées, in situ, avec les marqueurs qui entrent en fluorescence avec différentes couleurs, et à différentes longueurs d'onde d'excitation. Laurent et coll. (1991) ont observé trois biofilms avec des espèces différentes en utilisant la CSLM. Les structures de ces biofilms se sont avérées extrêmement hétérogènes, avec des canaux et des espaces vides. La structure a également changé d'une espèce à une autre.

Massol-Deya et coll. (1995) ont étudié les biofilms dégradant les contaminants d'eaux souterraines. Ils ont constaté que la structure du biofilm dépend de son âge. Les biofilms jeunes colonisant au départ une surface n'ont montré aucun modèle structural par la suite alors que les biofilms vieillissaient, les canaux se sont développés, séparant le biofilm précédemment continu en des faisceaux ou des lobes discrets (Massol-Doya et coll. 1995).

I-2-5-2 Épaisseur du Biofilm :

Habituellement pour la modélisation on adopte l'hypothèse que le biofilm est uniformément distribué sur chaque particule. On suppose également que l'épaisseur du biofilm est égale à une valeur moyenne dans tout le réacteur alors que plusieurs chercheurs ont observé des biofilms d'épaisseurs inégales ou fortement embranchés selon le substrat ou les conditions hydrodynamiques (Livingston 1991).

L'épaisseur typique des biofilms dans les réacteurs à lit fluidisé est dans la gamme de 12-500 μm (Tang et coll. 1987 ; Worden et Donaldson, 1987 ; Wagner et Hempel. 1988 ; Hermanowicz et Chang, 1990).

En réalité dans les bioréacteurs à lit fluidisé, les bioparticules n'ont pas la même taille, ce qui conduit au phénomène de la stratification. Les biofilms les plus épais sont habituellement rencontrés dans la région supérieure du lit, tandis que les particules nues et les biofilms minces restent dans la région inférieure de la colonne (Shieh et coll., 1981 ; Hermanowicz et Ganczarczyk, 1983 ; Boaventura et Rodrigues, 1988). La stratification des particules a été attribuée aux différences dans la traînée et la flottabilité qui affectent la vitesse terminale de chute des particules (di Felice, 1995). Par suite de la stratification et de la distribution de la taille des bioparticules, la vitesse de biodégradation, la composition du biofilm et l'activité du biofilm varient tout le la hauteur du lit.

I-2-5-3 Densité du biofilm :

La plupart des modèles de biofilms supposent une densité constante indépendamment de son épaisseur et de la position à l'intérieur du biofilm (Howell et Atkinson, 1976 ; Rittmann et McCarty, 1978,1980b, 1981 ; Benefield et Molz, 1983 ; Suidan, 1986 ; Suidan et coll., 1987 ; Worden et Donaldson, 1987). Cependant certains chercheurs ont trouvé que la densité sèche du biofilm varie avec l'épaisseur du biofilm (Hoehn et Ray, 1973 ; Tang et Fan, 1987 ; Tang et coll., 1987 ; Livingston et Chase, 1989 ; Cheng et Hermanowicz, 1990 ; Coelho et coll., 1992). La densité sèche du biofilm est définie comme étant la masse sèche de biomasse par unité de biofilm humide. En général la densité sèche du biofilm diminue avec l'augmentation de l'épaisseur du biofilm (Tang et Fan, 1987 ; Livingston et Chase, 1989 ; Cheng et Hermanowicz, 1990 ; Coelho et al., 1992 ; Zhang T. C. et Bishop, 1994b) de 70-220 Kg/m³ pour des biofilms minces (50 µm) (Tang et Fan, 1987 ; Livingston et Chase, 1989) à une certaine valeur limite (25-60 Kg/m³) (Hoehn et Ray, 1973 ; Cheng et Hermanowicz, 1990 ; Coelho et coll. 1992 ; Bishop et coll. 1995). Ceci est dû à la respiration endogène et au ralentissement des couches intérieures qui sont moins exposées au substrat et à l'oxygène (Hoehn et Ray, 1973).

Pour Gjaltema et coll., 1997, la couche externe active (densité sèche de 160 Kg/m³) s'est avérée plus dense que la couche inférieure inactive densité sèche de 81 Kg/m³.

Cheng et Hermanowicz (1990) n'ont pas trouvé une relation entre la densité sèche du biofilm et son épaisseur pour des épaisseurs de biofilms inférieures à 35 µm. Cependant, ils ont trouvé que la densité sèche des bioparticules variait d'une manière exponentielle décroissante avec l'épaisseur du biofilm (Cheng et coll., 1990).

La densité du biofilm dépend du type de microorganismes mais également du taux de cisaillement, qui influence l'épaisseur du biofilm. Des biofilms très ramifiés, typiques des systèmes à faibles taux de cisaillement, consomment une grande partie du substrat avant qu'il n'atteigne la base du biofilm, ce qui conduit à une plus faible croissance et une faible densité de la partie intérieure du biofilm (Characklis et Christensen, 1990).

Dans les systèmes à forts taux de cisaillement avec des biofilms lisses, une pénétration plus profonde du substrat par diffusion conduit à des densités plus importantes car la croissance des cellules a lieu partout dans le biofilm (Kaballo et coll. 1995). D'autre part, les biofilms constitués de bactéries à croissance lente sont denses (Van Loosdrecht et coll. 1995).

Hirata et coll., 2004 ont observé que la densité du sec biofilm diminue avec l'augmentation de l'épaisseur du biofilm et ont proposé une relation empirique reliant la densité du matériau sec et l'épaisseur du biofilm.

I-2-5-4 Activité du biofilm :

La structure complexe et hétérogène des biofilms amène à supposer qu'une fraction du biofilm est inactive. Cette fraction inactive est due à la présence EPS et de bactéries inactives (cellules mortes et débris de cellules).

La plupart des chercheurs ont supposé pour leurs modèles que tout le biofilm est en activité (Young et Bungay, 1973 ; Saez et Rittmann, 1988 ; Kim, B. R, et Suidan, 1989 ; Livingstone et Chase, 1989). Cependant, une portion du biofilm peut être composée des EPS. Le taux de production des EPS est inversement proportionnel au taux de croissance (Robinson, J.A. et coll. 1984), si bien que des biofilms lents ou les couches internes du biofilm peuvent avoir des concentrations en EPS plus élevées. Négliger la présence des EPS dans le biofilm conduirait à une surestimation de la vitesse de réaction (Worden et Donaldson, 1987) et pourrait fausser la cinétique du biofilm (Bakke et coll. 1984). D'autre part, plus de 50% des bactéries présentes dans le biofilm ne peuvent pas être métaboliquement actives (Rittmann et coll. 1992). Ceci dépendra de l'importance de la pénétration du substrat et des autres nutriments essentiels. Bishop et coll. (1995) ont trouvé que la fraction des cellules viables diminue de 72-91% dans la couche supérieure du biofilm jusqu'à 31-39% près du support. Zhang et Bishop (1994) ont constaté que pour des biofilms épais (plus de 1000 μm d'épaisseur), à la base seulement 1/4 à 1/7 du biofilm était actif. Ainsi la présence d'une fraction inactive, due soit à la présence des EPS, soit aux bactéries inactives ou des deux, doit être prise en considération pour la modélisation des biofilms.

Ainsi, plusieurs chercheurs ont inclus le concept de la fraction inactive dans leur les biofilm multi-espèces (Gadani et coll. 1993, Rittmann et coll. 1982).

En lit fluidisé, la fraction inactive d'un biofilm, qui est soumis aux cisaillements et aux abrasions, peut être supposée comme constante tant que le biofilm demeure relativement mince (<100 μm) et que les couches internes ne sont pas appauvries en oxygène ou en substrat.

I-2-5-5 Détachement du biofilm :

Le détachement du biofilm représente le déplacement des cellules et des EPS du biofilm attaché vers le milieu et peut être attribué aux quatre mécanismes suivants :

- 1) Pâturage : la consommation des bactéries de la surface externe du biofilm par des protozoaires
- 2) Érosion : perte continue de cellules individuelles ou de petits groupes de cellules
- 3) Détachement : perte de larges portions de biofilm
- 4) Abrasion : analogue à l'érosion, mais causé par des collisions particule-particule.

La vitesse de détachement du biofilm peut être liée à plusieurs facteurs tels que l'importance du cisaillement, l'épaisseur, la densité, le taux de croissance et la composition biologique du biofilm.

La relation entre la croissance du biofilm et l'effort de cisaillement hydraulique a été étudiée la première fois par Characklis. Se basant sur les résultats de Rittmann (1982) a proposé pour des biofilms d'épaisseur supérieures à 0,003 cm une corrélation donnant le taux de détachement en fonction de la contrainte de cisaillement :

$$b_s = \lambda(X_f L_f) \tau^\gamma \quad (2.1)$$

Avec X_f : densité du biofilm sec, L_f : épaisseur du biofilm, $\lambda = 8,42 \times 10^{-2}$ et $\gamma = 0,58$ Ce sont des coefficients de cisaillement expérimentales de Rittmann.

I-2-5-5-1 L'abrasion : perte par collisions particules-particules

I-2-5-5-2 L'érosion et "sloughing":

Résultat du cisaillement et des forces normales exercées par le fluide en par les processus internes du biofilm.

Lin Wei (1992) a étudié le détachement par cisaillement en fonction de l'épaisseur du biofilm, et a noté une diminution des contraintes de cisaillement quand l'épaisseur du biofilm augmentait.

Chang et coll. (1991) ont rapporté que la turbulence et l'usure (abrasion) étaient les principaux facteurs qui détachement dans un bioréacteur à lit fluidisé biphasique. Ils ont proposé un modèle empirique pour le taux de détachement du biofilm, r_D [jour⁻¹] avec des billes de verre comme support (Chang et coll. 1991) :

$$r_D = -3.14 - 0.0335C_p - 19.3 Re_p - 3.46\tau \quad (2.2)$$

Où

C_p : la concentration des particules (g/l),

Re_p : le nombre de Reynolds des particules et τ est le taux de cisaillement du liquide exprimée en (dyne/cm²).

Nicolella (1996) a également constaté, que dans un réacteur à lit fluidisé biphasique, le taux de détachement augmente considérablement avec l'augmentation de la vitesse du liquide. La corrélation proposée est basée sur des nombres sans dimensions et a été développée dans une gamme étroite des valeurs d'effort de cisaillement (0.14-0.17 N/m²). Il a exprimé le taux de détachement par la relation suivante (Nicolella et coll., 1996) :

$$b_s = \frac{QC_{SS}}{N\pi d_e^2} \quad (2.3)$$

Où Q est le débit volumique du liquide, C_{SS} est la concentration des solides en suspension dans l'effluent, d_e est le diamètre des particules et N est le nombre de particules dans le lit.

Dans les bioréacteurs à lits fluidisés à biomasse fixée, le phénomène d'abrasion est le mécanisme de détachement le plus important (Tijhuis 1995, Gjaltema 1997).

I-2-6 Les avantages et les inconvénients de lit fluidisé :

Plusieurs avantages du bioréacteur à lit été d'autres procédés et ont été confirmés par plusieurs chercheurs (Mulcahy et LaMotta, 1978 ; Rittmann, 1982). Dans ce qui suit nous ce qui se passe dans un bioréacteur à lit (Sébastien Michaud 2001).

- 1) La mobilité des particules permet d'assurer un bon mélange du milieu réactionnel et réduit les possibilités de colmatage.
- 2) La clarification secondaire est réduite ou même inutile puisque la boue en excès est enlevée du milieu du support mais n'a aucun effet sur les solides en suspension. De plus, aucune boue recyclée n'est nécessaire.

- 3) Les flux de transfert de masse sont élevés au vu de la grande surface spécifique présentée.
- 4) Le diamètre faible des particules utilisées, entre 0,25 et 1 mm, permet d'atteindre des surfaces spécifiques offertes très importantes pour la colonisation de 1 à 2,5 m²/L de réacteur (Henze et Harremoës, 1983).
- 5) Dans ces réacteurs, les microorganismes sont immobilisés sur un support granulaire mis en suspension par un courant de liquide ascendant ou descendant, suivant la densité du support.
- 6) Augmentation de l'activité spécifique de la biomasse, la formation d'un biofilm à l'intérieur du réacteur est apparue comme une solution intéressante.
- 7) Le biofilm constitue un ensemble de microorganismes inclus dans une matrice poreuse de polymères biologiques.
- 8) Les concentrations en biomasse dans le réacteur se situent couramment entre 15 et 30 g/L (Chen et coll., 1988) et peuvent atteindre 50 g/L (van Loodsrecht et Heijnen, 1993).
- 9) Rendement d'épuration supérieur à 80%, pour des charges organiques élevées.
- 10) Les fortes charges sont atteintes en utilisant directement des effluents très concentrés ou en appliquant un temps de séjours hydrauliques (TSH) très court, entre 2 et 24 heures.
- 11) L'énergie nécessaire est plus faible et elle est favorisée par l'écoulement du biogaz à contre courant du liquide (García-Calderón, 1997).
- 12) L'influence de l'introduction de gaz dans un réacteur à lit fluidisé a mis en évidence son rôle actif dans le contrôle de l'épaisseur du biofilm. Trinet et coll. (1991) maintiennent l'épaisseur du biofilm en dessous de 20 µm de l'épaisseur grâce à l'injection de gaz au pied du réacteur et obtiennent un biofilm dense et actif.

L'inconvénient principal en lit fluidisé est l'énergie de pompage élevée nécessaire pour la fluidisation qui devrait être considérée, en le comparant, à d'autres systèmes de traitement (Fahid, K.J. Rabah., 2003).

I-3 Transfert de matière

I-3-1 Les phénomènes de transfert dans le biofilm :

Les limitations de transfert de masse affectent de manière significative le fonctionnement des bioréacteurs et leur réponse aux conditions inhibitrices ou dynamiques. Les effets de la résistance masse externe et interne sur la concentration en substrat dans le biofilm sont montrés sur la figure 4, avec illustration les caractéristiques du substrat (Haibo, Y.1998).

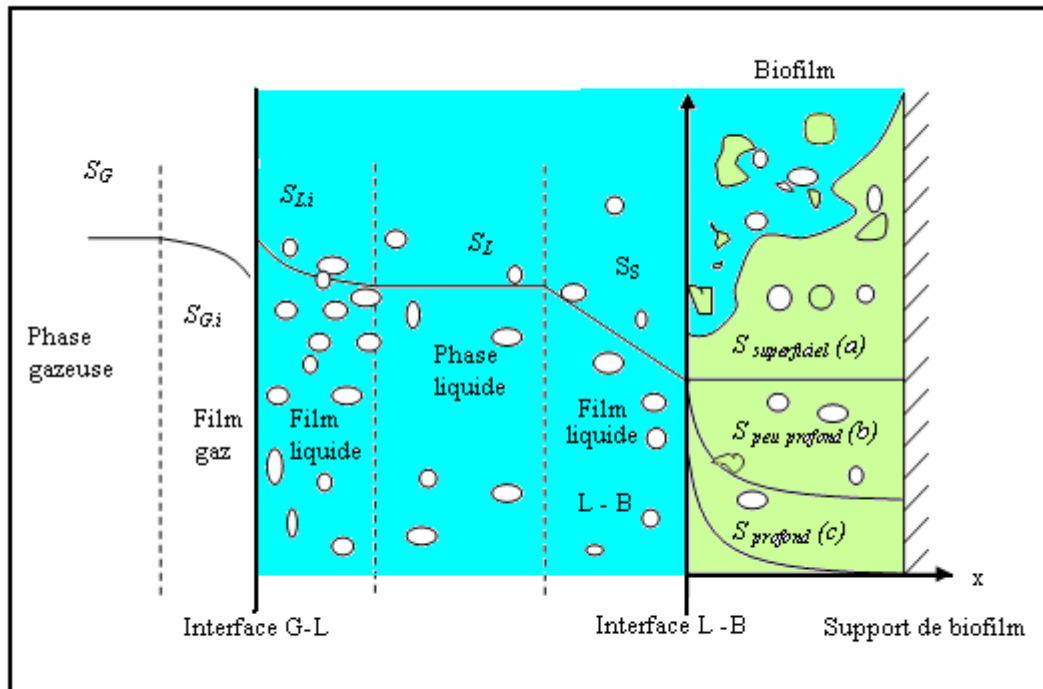


Figure 5 : Profil typique de concentration dans les trois phases gaz, liquide et solide dans le bioréacteur.

Trois types de profils du substrat dans le biofilm peuvent être rencontrés et sont définis par (Rittmann et McCarty 1981).

- Pénétration complète du substrat dans le biofilm
- Pénétration profonde par le substrat
- pénétration du substrat intermédiaire entre les deux cas. (Gantzer 1989, et Suidan et coll., 1987).

I-3-2 Les mécanismes de base :

- 1) Transfert de gaz phase liquide.
- 2) Transport du liquide vers le biofilm.
- 3) Simultanéité de diffusion et la réaction à l'intérieur du biofilm (Haibo. Y. 1998).

I-3-2-1 Transfert de masse externe :

Transfert de masse de l'oxygène dans le biofilm contrôlé par le film de gazeux, l'interface du film gaz, film liquide avec l'interface des bulles de gaz, la résistance au sein du liquide à l'interface liquide.

I-3-2-2 Transfert de masse entre la phase gazeuse et la phase liquide :

Le substrat et l'oxygène sont médiocrement solubles dans l'eau, la résistance en phase gazeuse du film est négligeable (Doran, 1995), faisant $S_G = S_{G,i}$. Ainsi, le transfert de masse à partir du gaz vers la phase liquide est dominé par la résistance de film-liquide à l'interface. Le taux de transfert est donné par l'équation suivante :

$$N_g = k_l a \left(\frac{S_G}{H} - S_L \right) \quad (3.1)$$

N_g : Taux volumique de transfert de masse pour les composés gazeux ($ML^{-3}t^{-1}$).

$k_l a$: Coefficient de transfert de matière gaz liquide volumique (t^{-1}).

H : Constante d'Henry pour le transfert de gaz.

I-3-2-3 Résistance dans le film liquide :

La résistance principale au transport des bulles dans la phase liquide c'est la résistance du film liquide. Le taux de transfert de l'oxygène de la phase gazeuse vers la phase liquide est décrit par l'équation

$$-\frac{dC_o}{dt} = k_L a V_L (C_o^* - C_{ob}) \quad (3.2)$$

$k_L a$: Coefficient de transfert gaz-liquide volumique.

V_L : Volume de liquide dans le réacteur.

C_o^* : Concentration de l'oxygène dissous à l'équilibre à l'interface gaz-liquide.

C_{ob} : Concentration de l'oxygène dissous au sein du liquide.

I-3-2-4 Résistance de transfert de liquide-biofilm :

Suivant l'hydrodynamique du système, la résistance de transfert de masse entre la surface du biofilm et au sein du fluide est plus importante d'après (Williamson et McCarty, 1976). Le taux de transfert du substrat est donné par l'équation suivante :

$$-\frac{dS}{dt} = k_s a_s (S_b - S_s) \quad (3.3)$$

S_b : Concentration au substrat au sein du liquide.

k_s : Coefficient de transfert de masse liquide biofilm pour le substrat.

S_s : Concentration de substrat à la surface externe de biofilm.

a_s : L'aire interfaciale de la surface du biofilm par unité de volume du liquide.

Transfert de l'oxygène est donné par l'équation suivante :

$$-\frac{dC_o}{dt} = k_l a_s (C_{ob} - C_{os}) \quad (3.4)$$

C_{ob} et C_{os} : Concentration de l'oxygène au sein du fluide et à la surface du biofilm.

k_l : Coefficient de transfert de masse de couche limite solide liquide.

La résistance de transfert de masse liquide-biofilm est négligeable dans les modèles de lit fluidisée biologique D'après de nombreux chercheurs (Sheih, 1980 ; Stathis, 1980 ; Mulcahy et coll., 1981 ; Andrews, G. F., 1982 ; Park et coll., 1984 ; Worden et Donaldson., 1987 ; Harmanowicz et Cheng, 1990 ; Coelho et coll., 1992). L'importance de transfert de masse liquide-biofilm dépend du taux relatif et du taux de la réaction (l'épaisseur de biofilm, densité, l'activité) (Fan et Tang, 1987), donc n'a pas été considéré négligeable avec l'évolution du système.

I-3-2-5 Transfert de matière interne :

Le transfert du substrat, de l'oxygène dissous et des autres nutriments dans le biofilm dépendent étroitement de la structure du biofilm. Jusqu'à présent il a été supposé que le phénomène de diffusion, résultant des gradients de concentration, est le seul processus par lequel les composés dissous pénètrent le biofilm.

Fan et coll. (1990) ont développé une corrélation entre le rapport des diffusivités dans le biofilm et l'eau ainsi que la densité sèche des cellules du biofilm (ρ_f) [kg/m³] comprise entre 12 et 400 kg/m³.

$$\frac{D_e}{D_w} = 1 - \frac{0.43\rho_f^{0.92}}{11.19 - 0.27\rho_f^{0.99}} \quad (3.7)$$

Cette équation empirique a été basée sur leur travail expérimental et des résultats de la littérature pour différents types de biofilms, floccs et substrats pour des températures variant entre 15 et 30°C.

Beyenal et coll. (1997) ont proposé la corrélation suivante pour la diffusivité effective du phénol, D_{sf} (m²/s), dans les biofilms à 25°C dans un réacteur à lit fluidisé.

$$D_{sf} = 8.154 \times 10^{-10} \times 10^{0.0070053 X_f} \quad (3.5)$$

Où X_f est la densité sèche du biofilm [kg microorganismes secs/m³].

A l'intérieur de la diffusion de film formé sur les bioparticules sphériques et suivant la seconde loi de Fick (Bird et coll. 1960) nous avons l'équation suivante :

$$\frac{dC}{dt} = D_{bf} \left(\frac{\partial^2 C}{\partial r^2} + \frac{2}{r} \left(\frac{\partial C}{\partial r} \right) \right) \quad (3.6)$$

D_{bf} : Coefficient de diffusion effectif du composé c dans le biofilm

C : Concentration des composés

C et r : la position radiale à l'intérieur du biofilm

I-4 Biocinétique :

I-4-1 Cinétique de la Biodégradation :

Dans le traitement aérobie des eaux polluées et pour une concentration donnée du polluant, la vitesse globale d'élimination du polluant par le biofilm d'une bioparticule dépend des facteurs suivants :

- L'activité biologique
- La concentration en bactéries de la biomasse active
- Le flux diffusionnel du polluant et de l'oxygène dans le biofilm

Donc la connaissance de la cinétique microbienne intrinsèque et des paramètres physiques et biologiques des biofilms tels que :

- Les diffusivités du polluant et de l'oxygène à travers le biofilm ;
- l'épaisseur du biofilm ;
- et la concentration de la biomasse ;

Sont nécessaires pour prédire la vitesse de dégradation globale du polluant.

Suivant la nature du polluant considéré et du type de bactéries utilisées plusieurs modèles de cinétique pour le mécanisme de la biodégradation d'un seul substrat limite ont été proposés.

Ces modèles de cinétique introduisent les expressions des vitesses de réaction en fonction de la concentration du polluant limite avec différents ordres.

I-4-2 Expressions générales de la cinétique :

La variation de la concentration en biomasse dépend du taux de croissance des cellules, de leur déclin endogène et de leur mort.

I-4-2-1 La croissance :

Le taux de croissance des cellules (r_x) est proportionnel à la concentration de la biomasse active et est donné par la relation suivante :

$$r_x = \frac{dx}{dt} = \mu X \quad (4.1)$$

Où μ est le taux spécifique de croissance et X est la concentration des cellules actives.

I-4-2-2 Maintenance et ralentissement (déclin) endogène :

Maintenance et ralentissement endogènes sont souvent employés l'un pour l'autre parce que les deux conduisent à une réduction en biomasse et sont difficiles à distinguer expérimentalement.

Le concept de ralentissement est relatif à un taux de production de la masse cellulaire inférieur à celui prévu pour une concentration donnée en substrat et un coefficient de rendement théorique.

Le concept de maintenance est relatif à un taux de consommation du substrat supérieur à celui prévu pour une certaine concentration cellulaire.

Les deux concepts sont reliés mathématiquement en utilisant le coefficient de rendement de croissance réel (Shuler et Kargi, 1992).

De l'énergie est nécessaire pour :

- Maintenir les structures existantes ;
- Transférer les nutriments à l'intérieur des cellules et les produits vers l'extérieur ;
- Réguler la pression osmotique à l'intérieur des cellules ;
- Assurer la mobilité des cellules dans certains cas.

Ceci a comme conséquence une déviation du substrat de la croissance et d'un rendement réduit de la nouvelle biomasse pour la consommation du substrat. La vitesse de maintenance est donnée par l'expression suivante :

$$r_m = -\left(\frac{1}{Y_m}\right)\left(\frac{ds}{dt}\right)_m = mX \quad (4.2)$$

Où m est le coefficient de maintenance.

Le rendement peut être également réduit par la dégradation des cellules ou des composants cellulaires avec comme résultat la diminution de la biomasse. L'expression pour le taux endogène de déclin ou d'affaiblissement (r_d) est donnée comme suit :

$$r_d = -\left(\frac{1}{Y_m}\right)\left(\frac{ds}{dt}\right)_m = k_d X \quad (4.3)$$

Où k_d : le coefficient de déclin.

I-4-2-3 La mort :

La mort est difficile à distinguer de l'affaiblissement et n'est pas habituellement incluse dans les modèles de biofilm.

I-4-2-4 Assimilation du substrat :

Le taux d'assimilation du substrat (r_s) est donné par la relation suivante :

$$r_s = \left(\frac{\mu}{Y_{xs}} + m\right) X \quad (4.4)$$

Où Y_{xs} : taux de la croissance apparente

$$\frac{1}{Y_{xs}} = \frac{m}{\mu} - \frac{1}{Y_g} \quad (4.5)$$

Où Y_g : le rendement de croissance réel, selon Pirt (1965).

I-4-2-5 Equation de Monod :

Un certain nombre d'équations, basées sur l'expérience, ont été proposées pour le calcul du taux de croissance spécifique. La plus utilisée étant l'équation de Monod valable pour les substrats non inhibiteurs (Monod, 1949) :

$$\mu = \frac{\mu_m S}{K_S + S} \quad (4.6)$$

Avec K_S : coefficient de demi saturation ; il détermine rapidement μ_m et est défini comme la concentration du substrat quand $\mu = \mu_m/2$.

Plus K_S petit plus μ approche de μ_m .

S : concentration du substrat limite.

I-4-2-6 Equation de Haldane :

En se basant sur le modèle enzymatique d'Haldane (1930), Andrews (1968) a proposé une fonction représentant les effets inhibiteurs des substrats organiques sur les vitesses de croissance des microorganismes.

$$\mu = \frac{\mu_m S}{K_S + S + \frac{S^2}{K_I}} \quad (4.7)$$

Avec K_I : coefficient d'inhibition (mg/L). Quand K_I grand, l'équation d'Andrews tend vers l'équation de Monod et μ_m et K_S ont la même signification dans les deux équations. Dans ce cas μ passe par une concentration du substrat S^{\max} où :

$$\mu^{\max} = \frac{\mu_m}{2\sqrt{K_S/K_I} + 1} \quad (4.8)$$

Et

$$S^{\max} = \sqrt{K_S K_I} \quad (4.9)$$

L'équation (4.8) indique que le degré d'inhibition est déterminé par le rapport K_S/K_I et non par K_I uniquement. Plus K_S/K_I est grand, plus μ^{\max} est petit devant μ_m et donc plus le degré d'inhibition est grand.

De plus, dans le cas de substrats inhibiteurs, μ^{\max} et S^{\max} sont importants pour la détermination des paramètres de la cinétique.

L'équation (4.6) a été largement utilisée dans la modélisation de plusieurs systèmes de traitement des eaux polluées.

Pour la dégradation du phénol, certains auteurs ont proposé d'autres modèles décrivant le caractère inhibition du substrat sur la cinétique de croissance (voir tableau 1).

Tableau 1 : les modèles d'inhibition du substrat (Onysko, K. A. 1999)

Source	Modèle
Webb (1963)	$\mu = \frac{\mu_{\max} S \left(1 - \frac{S}{K} \right)}{S + K_S + \frac{S^2}{K_I}}$
Yano et Koga 1969	$\mu = \frac{\mu_{\max} S}{S + K_S + \frac{S^3}{K^2}}$ $\mu = \frac{\mu_{\max} S}{S + K_S + \left(\frac{S^2}{K_I} \right) \left(1 + \frac{S}{K} \right)}$
Aibo (1968)	$\mu = \frac{\mu_{\max} S e^{\frac{-S}{K_I}}}{S - K_S}$
Edwards (1970)	$\mu = \mu_{\max} \left(e^{\frac{-S}{K_I}} - e^{\frac{-S}{K_S}} \right)$
Yang et Humphrey (1975)	$\mu = \frac{\mu_{\max} S \left(1 + \frac{S}{K} \right)}{1 + \frac{K_S}{S} + \frac{S}{K_I}}$
Yang et Humphrey (1975)	$\mu = \frac{\mu_{\max}}{1 - \frac{K_S}{S} - \left(\frac{S}{K_I} \right)^2}$
Sokol et Howell (1981)	$\mu = \frac{\mu_{\max} K_I S}{\sqrt{K_S K_I - S^2}}$
Luong (1987)	

	$\mu = \frac{\mu_{\max} S \left(1 - \frac{S}{S_I}\right)^n}{K_S + S}$
Han et Levenspiel (1988)	$\mu = \mu_{\max} \left(1 - \frac{S}{S_I}\right)^n \frac{S}{S - K_S \left(1 - \frac{S}{S_I}\right)^m}$

I-5 Facteurs affectant l'attachement, la croissance et le déplacement d'éléments nutritifs

I-5-1 L'effet d'attachement de la surface solide :

De nombreuses cellules se divisent en contact avec des surfaces biologiques ou non-biologiques (Pethica. R. 1980). Plusieurs propriétés extérieures sont importantes dans la formation d'un film primaire (Heukelekian., 1956). L'influence des surfaces solides sur l'attachement et la croissance a été rapportée par plusieurs chercheurs (Geesey et coll., 1978, Hendricks, 1974. Marshall, K.C, 1976 et Zobell, 1943). Les surfaces solides concentrent les aliments et augmentent ainsi l'attachement. La dépendance entre la superficie d'un récipient de laboratoire et l'activité bactérienne a été démontrée par Zobell (Zobell, C.E. (1943)). La surface du support en plus de concentrer les nutriments, elle aide dans le contrôle de la diffusion des exoenzymes de la cellule. Cependant, les aliments de faible poids moléculaire qui sont concentrés ne sont pas responsables directement de l'attachement.

Dexter et, coll.1975 ont énuméré les effets de plusieurs paramètres des surfaces solides autres que la toxicité sur la croissance microbienne d'attachement dont :

1. La texture extérieure de la surface
2. La charge extérieure
3. Mouillabilité du substrat

I-5-2 Effet des forces de cisaillement et de la vitesse :

L'influence de la vitesse d'écoulement peut être “ vue ” appréciée par le biais du transport des aliments des nutriments vers la surface d'attachement et dans le cisaillement accumulé de la biomasse. D'importantes vitesses au-dessus des surfaces de film augmentent la croissance des boues en raison d'un meilleur transfert des nutriments de l'eau sur les surfaces colonisées par les bactéries (Heukelekain., 1974. Sanders., 1966). Ceci a aussi été confirmé son étude relative à l'influence de la turbulence sur l'activité bactérienne (Hartmann, 1967). Puisque les vitesses d'écoulement élevées favoriseraient des taux élevés de lessivage et les faibles vitesses ne pourraient pas transférer les molécules de nutriments d'une manière adéquate, ainsi une gamme des vitesses pour la croissance peut être déterminée. L'étude expérimentale par Sanders (1966) et Characklis (1965) sur le biofilm développé et avec des vitesses allant de 0,1 à 1 ft/s, a montré qu'une vitesse de 1ft/s (pied par seconde) donne une croissance maximale. Sanders a montré que d'importantes vitesses conduisent à des films peu denses et plus

fragiles. Characklis a aussi observé que les biofilms peuvent résister à des forces de cisaillement au delà de 15 dynes.cm^{-2} .

Les forces de cisaillement sont importantes dans la détermination de l'épaisseur du biofilm à cause de l'élimination physique et du transfert des nutriments au biofilm. (Sanders, 1966 et Characklis, 1965)

Trulear et Characklis (1980) confirment l'assertion que l'augmentation du taux de cisaillement conduit à de plus grandes vitesses de lessivage.

I-5-3 Effet du pH et de la température :

Reid a proposé un pH optimal de 7.2 pour la croissance biofilm (Reid et Assenzo 1960). Proche d'un pH neutre, la production de polysaccharide est maximale (Wilkinson. 1958). Ceci signifie qu'un pH compris entre 6.5-8 serait optimum pour la croissance bactérienne. Des milieux acides de pH compris entre 3 à 4 ou des milieux de pH supérieur à 10 ne sont pas fréquents. Les différentes espèces de micro-organismes isolés dans différents milieux de pH extrêmes et leur vie ont été étudiées par Langworthy (1978).

Green (1965) a signalé que le pourcentage des matières sèches dans les boues variait entre 3.5 à 6.5 %, pour des températures allant de 5 à 30°C ; mais des températures plus élevées ont augmenté la proportion de matières sèches (Green et coll., 1965). Les polysaccharides bactériens sont synthétisés à une vitesse importante et à des températures plus basses que la température optimale de croissance bactérienne (Farrel et Rose 1967).

Ceci peut expliquer une température inférieure pour la croissance des boues comparée à la croissance en suspension. Il a été observé que *E. coli* produisaient environ 25 fois la quantité de polysaccharide à une température 15 à 20 °C par rapport à la température optimale de 37°C. Fletcher a affirmé qu'il était difficile de faire n'importe quelle prédiction générale sur les effets de la température sur la physiologie indépendamment de celle qui est relative à la vitesse de réaction. (Fletcher, M. 1980). Peu des travaux relatifs à l'activité des microorganismes de rivière à très basses températures au dessous de 5 °C existent à ce jour. Baross et Moritaes (1978) ont regroupé les données pour montrer l'effet de la température et la vitesse de croissance microbienne. Il a été observé que des températures 8 à 20 fois plus élevées sont nécessaires en hiver (0 à 5°C) comparé à ceux de la période d'été (16 à 21°C).

I-5-4 Effet d'oxygène dissous (DO) :

L'oxygène est évidemment un facteur important du point de vue métabolisme des organismes. Selon la diffusion de l'oxygène, il y aura deux zones dans le biofilm : aérobie et anaérobie. Les cellules dans la zone anaérobie ou au-dessous de l'épaisseur limite pour la diffusion de l'oxygène meurent ou métabolisent d'une manière anaérobie (Sanders et coll., 1966).

La masse des organismes dans la zone supérieure accrue est considérée comme active. Sanders (1966) et a signalé que l'élimination maximale des nutriments se produit lorsque l'épaisseur du film atteint la valeur minimale de 21 microns.

L'épaisseur active du film est indépendante de la concentration de l'oxygène dissous. Tomlinson et Snaddon (1966) ; Kornegay et Andrews (1967) ont montré que l'épaisseur du

film actif est d'environ 100 μm . Le degré de pénétration de l'oxygène dans le film dépend du coefficient de diffusivité, du type de film et de la réaction.

En présence des conditions anaérobies, dans la partie inférieure des couches, la formation de produits est importante. Il est cependant difficile d'établir le rôle de ces produits de décompositions anaérobies avec la variation des concentrations de substrats arrivent par diffusion à travers la couche supérieure aérobie. Sanders (1966) a donné une indication d'une réduction de la DBO éliminée du substrat une fois l'épaisseur limite atteinte et ceci est dû soit aux produits anaérobies libérés ou à l'utilisation de ces produits par les microorganismes dans la couche supérieure. Plusieurs études ont montré la présence de l'oxygène en dessous de la zone active. En effet, Whalen (1969) en utilisant un milieu nutritif de 20 mg/L et un film hétérotrophe, a trouvé de fortes concentration d'oxygène à travers le film qui se stabilise à une épaisseur de 75 μm . Cependant, pour un milieu à 500 mg/L, le profil de l'oxygène dissous s'est stabilisé à 0.25 mg/L en dessous 150 μm . Les variations des concentrations d'oxygène dissous ne conduisent pas à des variations de composition chimique dans le film (Kornegay coll., 1968).

I-5-5 Effet de substrat et des nutriments :

Le substrat et les nutriments, étant directement impliqués dans le métabolisme des cellules, ont un effet très significatif sur l'attachement et la croissance. Il a été suggéré dans plusieurs études (Baier, 1972. Baier et coll., 1968. Trulear, M.G et Characklis. 1980) qu'un film organique se forme initialement sur la surface d'attachement. Ceci serait influencé par la composition chimique des milieux liquides. Selon Baier (1980), l'enrichissement du film par les produits organiques ainsi que la tension superficielle des détergents conditionne la surface d'attachement, conditionne la surface. Les substances organiques présentes dans le milieu, s'avèrent favoriser l'attachement dans certains alors que pour d'autres elles peuvent inhiber le procédé d'attachement (Fletcher et coll., 1980). Wardell et Brown (1980) ont trouvé, par le biais de leur étude menée sur écoulement en continu d'une culture, une augmentation de l'adsorption des cellules sur la surface pour une concentration de carbone réduite. Le nombre de sites récepteurs libres disponibles sur l'enveloppe de cellule et sur la surface est plus important.

Pour une concentration limite de glucose, seule une faible quantité de polymères était nécessaire pour jouer le rôle d'adhésif entre ces sites récepteurs sur l'enveloppe de la cellule et la surface. Ce facteur peut devenir très significatif dans les environnements naturels avec une faible quantité de nutriments. Une concentration excessive de carbone favorise la production de polymères qui en couvrant les sites accepteurs arrive à inhiber l'attachement (Marshall et coll., 1971). Ceci signifie, qu'avec un excès de carbone la surface sera recouverte beaucoup plus par les polymères qu'avec les bactéries.

En général, la concentration des nutriments est directement liée à la quantité de boue (Reid et Assenzo et coll., 1960) et les films se régénèrent plus facilement (mue facile) et ceci pour des films qui évoluent dans des liquides à forte concentration en matière oxydable (Heukelekian et coll., 1956).

I-5-6 Effet l'épaisseur de film :

Dans la littérature, il y a un accord saisissant dans les concepts relatifs au développement du film, bien qu'il y ait eu des désaccords sur d'autres aspects (Eckenfelder et O'Conner 1961. Kornegay et Andrews, 1968. Sanders, 1964). L'épaisseur de biofilm est un paramètre important dans le métabolisme de la communauté bactérienne. McKinney (1962) a établi que l'efficacité de colonnes ruisselantes serait maximale avec une couche mince de microorganismes. Ceci a été approuvé par plusieurs chercheurs (Kornegay et Andrews, 1968. Sanders, 1964. Tomlinson, et Snaddon 1966) qui ont montré que l'épaisseur effective du film peut se situer jusqu'à 120 μm . Il y'a cependant un désaccord avec ses chercheurs sur la variation des vitesses de consommation des nutriments au delà de l'épaisseur effective du film.

Une revue de la littérature a révélé deux théories différentes, une basée sur le travail de Sander (1966) et l'autre sur celui de Kornegay et Andrews 1968 et de Tomlinson et Snaddon (1975). Selon la première théorie, la vitesse de consommation des nutriments est réduite une fois que l'épaisseur limite du biofilm est atteinte à cause des produits de fermentation provenant des couches inférieures et diffusant dans la couche aérobie pour fournir en plus des nutriments. La seconde théorie a postulé qu'il y'a une épaisseur limite correspondant à une vitesse de consommation maximale des nutriments qui reste constante même si l'épaisseur du film augmente. Cette condition était maintenue jusqu'à l'apparition d'un détachement avec de plus importantes épaisseurs (Sinthakumer, S. 1982).

I-6 Les Modélisation du biofilm

I-6-1 Historique :

1967-1974 : Deux modèles sont développés : pseudo homogène et hétérogène applicables à des films dans les bioréacteurs où la résistance à la diffusion dans la phase liquide est importante. Les équations du modèle du biofilm donnant l'épaisseur en fonction de la concentration du substrat dans la phase liquide sont proposées. Ces modèles sont développés et appliqués aux biofilms fixés dans des lits ruisselants par Atkinson et ses collaborateurs (1968, 1967, 1970, 1974).

1976 : Williamson et McCarty (Ernest, J.V.1998) développent un modèle fondé sur la cinétique de Monod pour un seul substrat, le transfert de masse du substrat de la phase liquide vers le biofilm est introduit. L'épaisseur du film liquide externe au biofilm est utilisée comme paramètre du modèle pour les biofilms épais, où la diffusion est limitée.

1978 : Rittmann et McCarty (Ernest, J.V.1998) ont développé les travaux de Williamson et McCarty pour trouver un modèle plus pratique et utilisable. Basé sur l'élimination du substrat au sein du biofilm. Le modèle est d'ordre variable et donne une solution analytique approximative pour la concentration en substrat limitant, en dessous de laquelle il n'y'a pas d'activité dans le biofilm. Il a été aussi remarqué que la vitesse d'assimilation dans le biofilm était supposée maximale.

1980 : Rittmann et McCarty (Ernest, J.V.1998) ont estimé la concentration du substrat dans le biofilm, quelque soit l'épaisseur du biofilm en introduisant la résistance au transfert de matière (RTME). La RTME est réduite à une couche stable dans laquelle, toute la résistance à

la diffusion s'y retrouve. Dans ce modèle tout le flux est une fonction directe de la concentration en substrat dans le biofilm ($\varnothing_{sub} = f(C_{sf})$).

1981 : Arcuri et Donaldson (Ernest. J.V.1998) **donnent** le modèle cinétique caractérisé par le déclin qui peut être dû au détachement quand le biofilm devient trop épais et instable

1982 : Rittmann introduisit le détachement dans le terme du déclin.

1985 : Benefield et Molz (Ernest. J.V.1998) ont développé un modèle mathématique pour les films fixés en décrivant le transport et la diffusion de l'oxygène et de la matière organique dans le film liquide et dans le biofilm, la croissance du biofilm et la densité cellulaire. Des cinétiques ont été modélisées selon Monod pour l'oxygène et la matière organique. La résolution est numérique.

1990 : Heath et ses collaborateurs utilisent des courbes normalisées pour le modèle du biofilm, le calcul numérique est basé sur le volume requis du biofilm dans les réacteurs.

1990-1991 : Ruchti, Reichert et leurs collaborateurs utilisent le logiciel BIOSIM pour les biofilms dans les CSTR (réacteurs parfaitement agité).

1994 : Kissel et son équipe réalisent une simulation numérique pour des cultures mixtes. Et à la même période l'équipe de Camper utilise le BAM (Mathematical biofilm model) pour la simulation des systèmes de biofilm.

1994-1998 : Janning et coll., 1995 ; Arcangeli et Arvin, 1997 ; Horn et Hempel, 1997 ; Beaudoin et coll., 1998 développent le logiciel AQUASIM qui a plus d'options que BIOSIM. Il est utilisé pour des biofilms à cultures mixtes dans les milieux poreux. (Wanner et coll., 1995, Reichert et Coll., 1995).

Cette revue de la modélisation du biofilm est valable pour un écoulement uniforme et unidimensionnel. Dans les milieux poreux, la modélisation dépend des propriétés du milieu. Ces modèles ne prennent pas en considération l'écoulement à l'échelle microscopique et l'effet du transport.

L'étude expérimentale sur la structure de la communauté du biofilm et les variations locales de transport et de transfert restent encore d'actualité, ceux sont des phénomènes locaux non maîtrisés à ce jour.

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

• **Tableau 2 : Caractéristiques des bioréacteurs à lit fluidisé avec biomasse fixée :**

Présenter les modèles existants depuis 1987 jusqu'au 2008 avec les conditions opératoires adoptées (dispositif expérimental, qualité et quantité des substrats utilisés,..)

Source	Condition opératoire	Substrat	Matériau Support	Epaisseurs de Biofilm [μm]	Densité de Biofilm	Rétention de solide [%v/v]	La charge de biomasse [g/l]	μ utilisé et observation
Tang et Fan (1987)	Q=23,6cm ³ /s V=1 l T=23°C	phénol	charbon actif	12-48	72-151	4,8-8,0	1,5-3,2	$\mu = \mu_{\max} \frac{S_S}{K_S + S_S + S_S^2 / K_i} \frac{C_O}{K_O + C_O}$
Worden et Donaldson (1987)	-	phénol	Charbon	180-210	-	6-7	-	
Livingston et Chase (1989)	-	phénol	célite	23-26	141-222	9,75	13,6-21,6	$\mu = \mu_{\max} \frac{S_S}{K_S + S_S + S_S^2 / K_i}$
Etzensperger et coll. (1989)		phénol	sable	-	-	-	3-6	
Mulcahy et Shieh (1987)	U ₁ =2,95-6,17 cm ³ .s ⁻¹	eaux usées municipales, méthanol, nitrate de sodium	grain du verre	40-1200	21-48	-	5-16	-
Stevens et coll. (1989)	-	second effluent	sable	50-68	-	-	13	-
Koch et al. (1991)	-	coke synthétique plante	sable	-	-	35-45 g/l	3,5-6,0	-
			charbon actif	-	-	27-33 g/l	6,0-8,7	-
Colhoso et coll. (1992)	-	mélasse	charbon actif	800	60	-	10-14	-

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

Ryhiner et coll. (1988)	-	glucose levure hydrolysé	sable	-	-	7-14	2,4-3,5	-
Wagner et Hempel (1988)	-	naphtalène-2 sulfonate	sable	65-85	-	-	2-7	-
Patoine (1989)	-	phénol	sable	20-39	-	20	0,8	-
Heijnen et coll. (1990)	-	eaux usées industrielles (ammonium, sulphide, DCO)	sable	50-100	-	200g/l	15-25	$\mu = \mu_{\max} \frac{S_s}{K_s + S_s + S_s^2 / K_i} \frac{C_o}{K_o + C_o}$
Nicolella et coll. (1995)		eaux usées (Glucose)	sable	20	-	-	1100	-
Nicolella et coll. (1996)	$U_1=14,8-49,1$ cm/s $T=20$ °C	eaux usées (Glucose)	sable	26-286	101-69	-	29-52	-
Haibo, Y. (1998)	$U_g = 0-1,25$ cm/s $U_1 = 9-3.3$ (cm/s) $d_p = 1.55$ mm $d_p = 0.605$ mm	eaux usées de pétrochimie	Billes de verre	70-178 4,5-106	345,6 163,8	-	2460	-

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

Rajagopalan .Suriyanaray (1998)	$U_1=30 - 90$ m/h	eaux usées industrielles et domestiques (NH ₃)	sable	50-85	65	-	5,71 10 ⁻⁷ g cellules	$\mu = \mu_{\max} \frac{S_s}{K_s + S_s} \frac{C_O}{K_O + C_O}$
Kira Alison Onysko (1999)	Q=(0,35-1,53) 10 ⁻⁷ T=10-25°C	phénol	sable	3-35	230-290	-	112-589	$\mu = \mu_{\max} \frac{S_s}{K_s + S_s + S_s^2 / K_I}$ $\mu = \mu_{\max} \frac{S \left(1 - \frac{S}{S_I}\right)^n}{K_s + S}$
Gonzalez. et coll. (2000)	Q= 85 l/h V=3 l PH=6.6 T=30°C	phénol	billes de gel alginat de calcium	20-40	-	-	0,03	$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K_s + S}$
Tsunda et coll. (2001)	-	eaux usées urbaines	Bille Ciment (CBs)	<35	-	-	8-6	$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S}$ $\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S + S^2 / K_I}$ $\mu = \mu_{\max} \frac{S}{(K_M + S)(1 + S / K_I)}$ $\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S} - k_e$ $\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S + S^2 / K_I} - k_e$

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

Tsunda et coll. (2002)	Q=0,006 m ³ /h V=3 l T=20°C	résine d'acrylique	Billes Ciment (CBs)	100	-	-	6,96 11,3 14,5	$\mu = \mu_{max} \frac{S}{K + S}$ $\mu = \mu_{max} \frac{S}{K + S + S^2 / K_I}$ $\mu = \mu_{max} \frac{S}{(K_M + S)(1 + S / K_I)}$
Badri et coll. (2003)	T=25°C	2-chloro-2',6'-deitulyl N-methoxumethyl acétanilide acétate	charbon Actif	4	35	-	-	$\mu = \mu_{max} \frac{S}{K + S}$
Fahid et Dahab (2004)	U ₁ =45-65 m/h PH=7.5 T=23°C V=200 l	nitrate	sable	170-200	71	23,35 g.l _{lit}	20,96-25,16	-
Kim et coll. (2004)		nitrate toluène	sable	98-111				$\mu = \mu_{max} \frac{S_S}{K_S + S_S} \frac{C_O}{K_O + C_O}$
Venu Vinod et. Venkat (2005)	Q=40-3500ml/h V=2.6l T=30°C	Phénol	billes de plastique	19	1,7	-	1,034	$\mu = \mu_{max} \frac{S}{K_S + S + S^2 / K_I} \frac{C_O}{K + C_O}$

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

Hsun-Hao Tsai, et coll. (2005)	3000-500 ml/min	Phénol Para-nitrophénol Toluène	charbon Actif	10	7	-	0,040 0,095 0,145	$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S}$
Tzu-Yang et Yen-Hui (2005)	$Q_r/Q = 25$ $V = 1.78l$ $T = 28^\circ C$	phénol	éponge polyuréthane Forme (cubique)	430	10,64 mg VSS/l		0,005	$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S + S^2 / K_I}$
Venu Vinod et Venkat (2006)	$Q = 40-3500ml/h$ $V = 2.6l$ $T = 30^\circ C$	phénol	Billes de plastique	2987-2100	-		30-94	$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S}$
Mowla et Ahmadi. (2007)	$pH = 6.5-7.5$ $V = 2.8-2.9l$ $T = 30-25^\circ C$	hydrocarbures	particules de PVC	100 to 200	1195	-	-	$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S}$
Prasanna lakshmi et Pydi Setty (2008)	$pH = 7$ $T = 30^\circ C$ $Q = 4,41-5.67 m^3/s$	nitrate	Billes de plastique	$(5,983-3,12) 10^{-4} m$	$104,3-0,1245l (kg/m^3)$			$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K + S}$

I-6-2 Comparaison des modèles de bioréacteurs à lit fluidisé avec biomasse fixée

Le tableau 3 présentes les caractéristiques avec les conditions opératoires de bioréacteurs à lit fluidisé.

Tableau 3 : caractéristique des systèmes choisis d'ICFBR

Source	substrat	Matériau Support	Epaisseurs de biofilm [μm]	Densité de biofilm [mg/cm^3]	Rétention de solide [%v/v]	La charge de biomasse [g/l]
Tang et Fan (1987)	phénol	Charbon actif	12-48	72-151	4,8-8,0	1,5-3,2
Worden et Donaldson (1987)	phénol	Charbon	180-210	-	6-7	-
Livingston et Chase (1989)	phénol	Celite	23-26	141-222	9,75	13,6-21,6
Etzensperger et coll. (1989)	phénol	Sable	-	-	-	3-6
Mulcahy et Shieh (1987)	Des eaux usées municipales, méthanol, nitrate de sodium	Grain du verre	40-1200	21-48	-	5-16
Stevens et coll. (1989)	effluent secondaire	Sable	50-68	-	-	13
Koch et coll. (1991)	eaux usées synthétique usine de Coke	Sable	-	-	35-45 g/l	3.5-6.0
		Charbon actif	-	-	27-33 g/l	6,0-8,7
Colhoso et coll. (1992)	mélasse	Charbon actif	800	60	-	10-14
Ryhiner et coll. (1988)	hydrolysats de Glucose-levure	sable	-	-	7-14	2,4-3,5
Wagner et Hempel (1988)	naphtalene-2 sulfonate	Sable	65-85	-	-	2-7
Patoine (1989)	phénol	Sable	20-39	-	20	0.8
Heijnen et coll. (1990)	Des eaux usées industrielles (ammonium, sulfide, COD)	Sable	50-100	-	200g/l	15-25

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

Tableau 4 : Comparaison des modèles en régime transitoire ICFBR.

- Le tableau 4 présentes comparaisons des modèles avec les hypothèses et les conditions opératoires choisies par différents auteurs pour la résolution des équations.

Les hypothèses	Worden et Downldson (1987)	Tang et coll. 1987	Park et coll. (1984b)
Supposition et condition			
Système :			
Type de réacteur	Lit fluidisé avec réacteurs CSTR	Bioréacteurs à lit fluidisé inversé (draft tube)	Bioréacteurs à lit fluidisé
Nombre des phases	2	3	Ni pas fixé
Support de matériel	Particule de charbon	Charbon actif	Sphère inerte
Culture	Mixte	phénol	Pur
Substrat	Phénol		Glucose
Nombre des paramètres	18	24	24 pour des modèles mixtes
Hydrodynamique :			
Modèle mixte	CSTR	CSTR	CSTR ou bonde de flux
Cisaillement /détachement de biofilm	Ni pas considéré	Evaluation de modèle à l'état stationnaire	Considéré négligeable
Cinétique :			
Nombre des espèces	1	1	1
Cinétique microbienne	Duel (substrat et l'oxygène)	Compétition entre (substrat et l'oxygène) Incluse avec détachement	Duel (substrat et l'oxygène) et formation de production
Maintenance des cellules /ralentissement délia	Non non	oui	
Transfert de masse :			
Transfert de masse gaz-liquide	Non	Oui	Oui
Transfert de gaz liquide -biofilm	Résistance de transfert de gaz liquide -biofilm considéré négligeable	Oui	Non
Propriétés du biofilm :			
Densité du biofilm uniforme	Oui	En fonction de l'épaisseur du biofilm	Oui
Diffusivité de biofilm uniforme	Oui- $D_e / D_f = 0.24$	Relation avec l'épaisseur du biofilm	Oui
Vérification expérimentale microorganismes	2 impulsions de boues activées	4 changements de l'étape expérimentale Milieu de culture avec <i>p.putida</i>	Non -

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

Supposition et condition	Stevens et coll. (1987)	Gadani et coll. 1993
Système : Type de réacteur Nombre des phases Support de matériel Culture Substrat	Bioréacteurs à lit fluidisé 3 Particule de sable Mixte ammonium	Bioréacteurs à lit fluidisé 3 grain inerte Mixte ammonium
Nombre des paramètres	33 pour 2 espèces (avec modèle lit fluidisé)	15 pour les milieux culture pure et 21 pour 2 espèces
Hydrodynamique : Modèle mixte Cisaillement /détachement de biofilm	CSTR avec série Ni pas considéré	CSTR Evaluation de modèle à l'état stationnaire
Cinétique : Nombre des espèces Cinétique microbienne Maintenance des cellules /ralentissement délia	1 Duel (substrat et l'oxygène) pour multiple substrat ralentissement Non	1 Flexible (2 simulation) Inclue avec détachement ralentissement Non
Transfert de masse : Transfert de masse gaz-liquide Transfert de gaz liquide -biofilm	Non Résistance prévue de transfert de masse à être négligeable	Non Oui
Propriétés du biofilm : Densité du biofilm uniforme Diffusivité de biofilm uniforme	Aucune croissance de biofilm Oui Oui- $D_e / D_f = 1$	Oui Oui- $D_e / D_f = 0.8$
autres	Effets inclus de pH et de température ; taille de lit fluidisé prévue	Aucune allocation hold-up phase ; permis pour les fractions actives variables pour chaque espèce et la biomasse inerte
Vérification expérimentale	Impulsions	Non

CHAPITRE II :
CONTRIBUTION A LA MODELISATION D'UN
BIOREACTEUR A LIT FLUIDISE
TRIPHASIQUE (Gaz-Liquide-Solide)

II Modèle dynamique

L'Analyse de Systèmes Complexes est fondé sur la simulation numérique qui fait appel à des modèles mathématiques qui étudient la dynamique du processus. Ceci permet:

- de Comprendre les phénomènes mis en jeu,
- de prévoir leur évolution,
- et d'optimiser les paramètres de fonctionnement.

La Qualité et la fiabilité des résultats de la simulation dépendent de l'adéquation du modèle à la réalité physique. La validation d'un modèle donné nécessite la comparaison entre les résultats théoriques et les résultats expérimentaux.

II-1 Les Hypothèses :

La description du modèle de biodégradation du substrat par des bactéries (culture mixte) immobilisées sur les grains de sable est donnée par Tang et Fan (1987) Haibo et Rittmann 1997. Nous avons utilisé le modèle de la biodégradation des hydrocarbures par des bactéries immobilisées sur les supports semblable à celui utilisé par le tableau 1. Pour la supposition sur la simultanéité de la diffusion de l'oxygène et du substrat dans le film, il y'a trois processus de biodégradation des hydrocarbures dans le bioréacteur à lit fluidisé et qui sont les suivants :

- a) transport de l'oxygène au sein du liquide.
- b) transport dans la phase liquide du substrat, d'oxygène et des substances nutritives vers la surface du film.
- c) diffusion simultanée du substrat et de l'oxygène avec réaction à l'intérieur du biofilm.

Les profils de concentrations du substrat, de la biomasse en suspension et de l'oxygène en fonction du temps ainsi que l'épaisseur du biofilm dépendent des hypothèses suivantes :

- 1) parfaitement mélangés dans la phase liquide;
- 2) Les particules sont sphériques, de même taille, et le biofilm est homogène du point de vue épaisseur, porosité, composition et densité ;
- 3) La fraction active du biofilm est constante ;
- 4) La cinétique de croissance suit un modèle d'inhibition de substrat (Modèle de Haldane) ;
- 5) Les facteurs limitants de la croissance sont le substrat organique et l'oxygène;
- 6) Le transport des composés dissous dans et hors du biofilm s'effectue par diffusion moléculaire et peut être décrit par la deuxième loi de Fick;
- 7) Un modèle unidimensionnel puisque les gradients de concentration sont significatifs uniquement dans la direction perpendiculaire à la surface du support;
- 8) La biomasse en suspension contribue à la biodégradation du substrat ;
- 9) Et la vitesse de détachement du biofilm est constante.

Notre travail a consisté à mettre au point un modèle qui décrit le transfert de matière autour des bioparticules ainsi que la réaction de biodégradation pour les deux substrats l'oxygène et le substrat organique (mélange d'hydrocarbures). Les bilans matière sont été écrits pour l'oxygène, le substrat organique et la biomasse en suspension dans le cas d'un réacteur à lit fluidisé.

Soit à présent l'écriture des équations inhérentes à tout le processus de biodégradation.

II-1-1 Le bilan du substrat au sein du fluide :

Pour le substrat de concentration S_b , dans la phase liquide on peut écrire :

$$(entrée) - (disparition) = (sortie) + (accumulation)$$

Soit à présent les différentes étapes de disparition :

- 1) Quantité de substrat consommée par les bactéries en suspension.
- 2) diffusion du substrat à travers le film liquide entourant les bioparticules.
- 3) Quantité de substrat utilisée pour la maintenance des particules en suspension.

$$\text{Débit de liquide} \quad Q_L = V_L D$$

$$\underbrace{Q_L S_0}_{\text{débit d'entrée}} - \underbrace{\frac{\mu_b}{Y_g} X_s V_L}_{\text{consommation des bactéries en suspension}} - \underbrace{k_S N_P 4\pi r_f^2 (S_b - S_f|_{r=r_f})}_{\text{diffusion à travers le film liquide entourant les bioparticules}} - \underbrace{m V_L X_S}_{\text{maintenance des bioparticules en suspension}} = \underbrace{Q_L S_b}_{\text{débit sortie}} + \underbrace{V_L \frac{dS_b}{dt}}_{\text{accumulation}} \quad (\text{II.1})$$

Disparition

On divise par volume de liquide (V_L) on obtient l'équation suivante :

$$\frac{dS_b}{dt} = D [S_0 - S_b(t)] - \left(\frac{\mu_b}{Y_g} + m \right) X_S - \frac{4\pi r_f^2 N_P k_s (S_b - S_f|_{r_f})}{\varepsilon_L V_R} \quad (\text{II.2})$$

Avec ;

D : Vitesse de dilution [h^{-1}]

μ_b : Vitesse de croissance spécifique dans la phase liquide, [h^{-1}]

Y_g : Coefficient de rendement réel relatif à la croissance, [g masse sèche/g substrat]

m : Coefficient de maintenance du substrat, [g/g.h]

Et

$$\mu_b = \frac{\mu_{\max} S_b}{K_s + S_b + S_b^2 / K_i} \frac{C_b}{K_o + C_b} \quad (\text{II.3})$$

II-1-2 Bilan de l'oxygène au sein du liquide :

Pour le l'oxygène de concentration C_b , dans la phase liquide on peut écrire :

$$(entrée) - (disparition) = (sortie) + (accumulation)$$

Bilan de matière : Débit de liquide $Q_L = V_L D'$

$$\underbrace{Q_L C_0}_{\text{débit d'entrée}} - \underbrace{\frac{\mu_b}{y_o} X_s V_L}_{\text{Consommation de l'oxygène au niveau du liquide}} - \underbrace{4\pi k_o N_P r_f^2 (C_b - C_f|_{r=r_f})}_{\text{la diffusion de l'oxygène au niveau du liquide}} = \underbrace{Q_L C_b}_{\text{débit de sortie}} + \underbrace{V_L \frac{dC_b}{dt}}_{\text{accumulation}} \quad (\text{II.4})$$

En divisant par V_L , nous obtenons :

$$\frac{dC_b}{dt} = D' [C_0 - C_b(t)] - \left(\frac{\mu_b}{Y_o} \right) X_S - \frac{4\pi r_f^2 N_P k_o (C_b - C_f|_{r_f})}{\varepsilon_L V_R} \quad (\text{II.5})$$

II-1-3 Bilan de biomasse en suspension :

Pour la biomasse en suspension de concentration X_s dans la phase liquide on peut écrire :

$$(entrée) + (apparition) = (sortie) + (accumulation)$$

Soit pour l'apparition :

La biomasse est produite dans le lit par

- 1) La croissance.
- 2) Le détachement à partir de la biomasse fixée sur les particules solides.

$$V_L = \varepsilon V_R$$

$$\underbrace{(0)}_{\text{Débit d'entrée}} + \underbrace{(\mu_s X_s V_L)}_{\text{Croissance}} + \underbrace{\frac{4}{3} \pi (r_p^3 - r_f^3) N_P \rho_f r_d}_{\text{Détachement à partir de la biomasse fixée sur les particules solides}} = \underbrace{Q_L X_s}_{\text{débit de sortie}} + \underbrace{V_L \frac{dX_s}{dt}}_{\text{accumulation}} \quad (\text{II.6})$$

On divise par le volume de liquide (V_L) on obtient l'équation suivante :

$$\frac{dX_s}{dt} = X_s \mu_b + \frac{4\pi N_P \rho_f r_d (r_f^3 - r_b^3)}{3\varepsilon_L V_R} \quad (\text{II.7})$$

II-1-4 Bilan du substrat dans le biofilm :

La concentration du substrat dans le Biofilm S_f

Bilan de matière relatif au substrat dans un élément de volume d'épaisseur dr :

$$(entrée) - (disparition) = (sortie) + (accumulation)$$

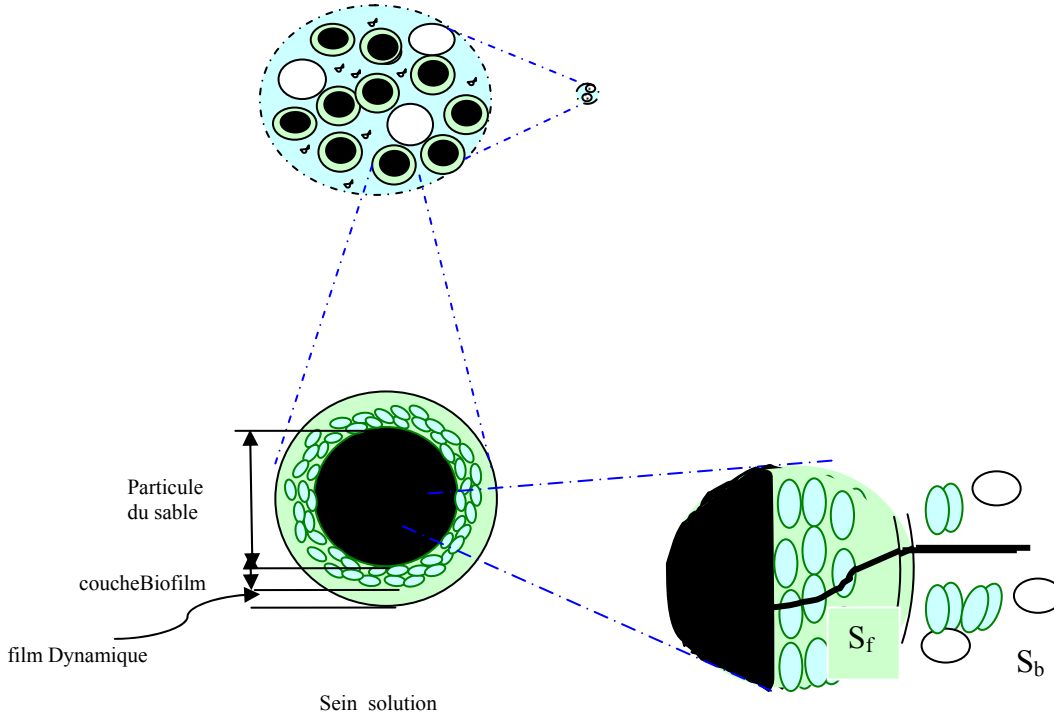


Figure 6: Schéma de bioparticules.

Pour la disparition :

- 1) consommation par les bactéries actives pour leurs croissances.
- 2) Une partie sera consommée pour la maintenance des particules actives.

$$\underbrace{\left(4\pi r^2 N_f \Big|_{r+dr}\right)}_{\text{Débit d'entrée}} - \underbrace{\left(\underbrace{\left(\frac{\mu_f}{y_g} f \rho_f\right)}_{\text{Consommation par les bactéries actives pour la croissance}} + \underbrace{(mf \rho_f)}_{\text{maintenace des bactéries}} \right)}_{\text{Disparition}} 4\pi r^2 dr = \underbrace{4\pi r^2 N_f \Big|_r}_{\text{Débit de sortie}} + \underbrace{4\pi r^2 \frac{\partial S_f}{\partial t}}_{\text{accumulation}} dr \quad (\text{II.8})$$

On divise par r^2 l'expression précédente on aura :

$$\frac{1}{r^2} \frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 N_f \right) = \frac{\partial S_f}{\partial t} + \left(\frac{\mu_f}{y_g} + m \right) f \rho_f r^2 \quad (\text{II.9})$$

$$N_f = D_{sf} \frac{\partial S_f}{\partial r}$$

D'où l'équation finale :

$$\frac{\partial S_f}{\partial t} = D_{sf} \frac{1}{r^2} \left(\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial S_f}{\partial r} \right) \right) - \left(\frac{\mu_f}{Y_g} + m \right) f \rho_f \quad (\text{II.10})$$

Avec comme conditions aux limites :

$$D_{sf} \frac{\partial S_f}{\partial r} = 0 \quad \text{à} \quad r = r_p \quad (\text{II.11})$$

$$D_{sf} \frac{\partial S_f}{\partial r} = k_b \left(S_b - S_f \Big|_{r_f} \right) \quad \text{à} \quad r = r_f \quad (\text{II.12})$$

II-1-5 Bilan de l'oxygène dans le biofilm :

La concentration de l'oxygène dans le biofilm de concentration C_f :

$$\left(\text{entrée} \right) - \left(\text{disparition} \right) = \left(\text{sortie} \right) + \left(\text{accumulation} \right)$$

Bilan relatif à l'oxygène dans un élément de volume d'épaisseur dr :

$$\underbrace{4\pi r^2 N_o \Big|_{r+dr}}_{\text{débit de l'entrée}} - \underbrace{\left(\frac{\mu_o}{y_o} f \rho_f \right) 4\pi r^2 dr}_{\substack{\text{oxygène consommé par les} \\ \text{bactéries}}} = \underbrace{4\pi r^2 N_o \Big|_r}_{\text{débit de sortie}} + \underbrace{4\pi r^2 \frac{dC_f}{dt} dr}_{\text{accumulation}} \quad (\text{II.13})$$

En divisant par r^2 on a :

$$\frac{1}{r^2} \frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 D_{of} \frac{\partial C_f}{\partial r} \right) = \frac{\partial C_f}{\partial t} + \left(\frac{\mu_f}{y_o} \right) f \rho_f \quad (\text{II.14})$$

D'où l'équation finale :

$$\frac{\partial C_f}{\partial t} = D_{of} \frac{1}{r^2} \left(\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial C_f}{\partial r} \right) \right) - \left(\frac{\mu_f}{Y_o} \right) f \rho_f \quad (\text{II.15})$$

Les conditions aux limites :

$$D_{of} \frac{\partial C_f}{\partial r} = 0 \quad \text{à} \quad r = r_p \quad (\text{II.16})$$

$$D_{of} \frac{\partial C_f}{\partial r} = k_o \left(C_b - C_f \Big|_{r_f} \right) \quad \text{à} \quad r = r_f \quad (\text{II.17})$$

y_o : Coefficient de rendement réel relatif à la croissance, [g masse sèche/g oxygène]

$$\mu_f = \frac{\mu_{\max} S_f}{K_b + S_f + S_f^2 / K_i} \frac{C_f}{K_o + C_f} \quad (\text{II.18})$$

II-1-6 Bilan global au niveau de la bioparticule

Pour une bioparticule la vitesse d'augmentation de la masse du biofilm est donnée par les bilans de matière suivante :

III-1-6-1 Bilan de matière relatif à la biomasse dans le biofilm :

$$\frac{dm_{bf}}{dt} = r_{\text{croissance}} - r_{\text{détachement}} \quad (\text{II.19})$$

Taux de croissance :

$$r_{\text{croissance}} = 4 \pi \rho_f \int_{r_p}^{r_f} \mu_f r^2 dr \quad (\text{II.20})$$

Taux de détachement :

$$r_{\text{détachement}} = \frac{4}{3} \pi (r_f^3 - r_p^3) \rho_f r_d \quad (\text{II.21})$$

Et puisque la masse volumique est supposée constante, la variation du volume est égale à la variation de la biomasse:

$$4\pi r_f^2 \rho_f \frac{dr_f}{dt} = \frac{dm_{bf}}{dt} \quad (\text{II.22})$$

Ainsi la vitesse de croissance du biofilm dans la direction radiale est donnée par l'expression suivante :

$$\frac{d}{dt} \left(\frac{4}{3} \pi r_f^3 \rho_f \right) = \int_{r_p}^{r_b} 4\pi \mu_f \rho_f r^2 dr - \frac{4}{3} \pi (r_f^3 - r_p^3) \rho_f r_d \quad (\text{II.23})$$

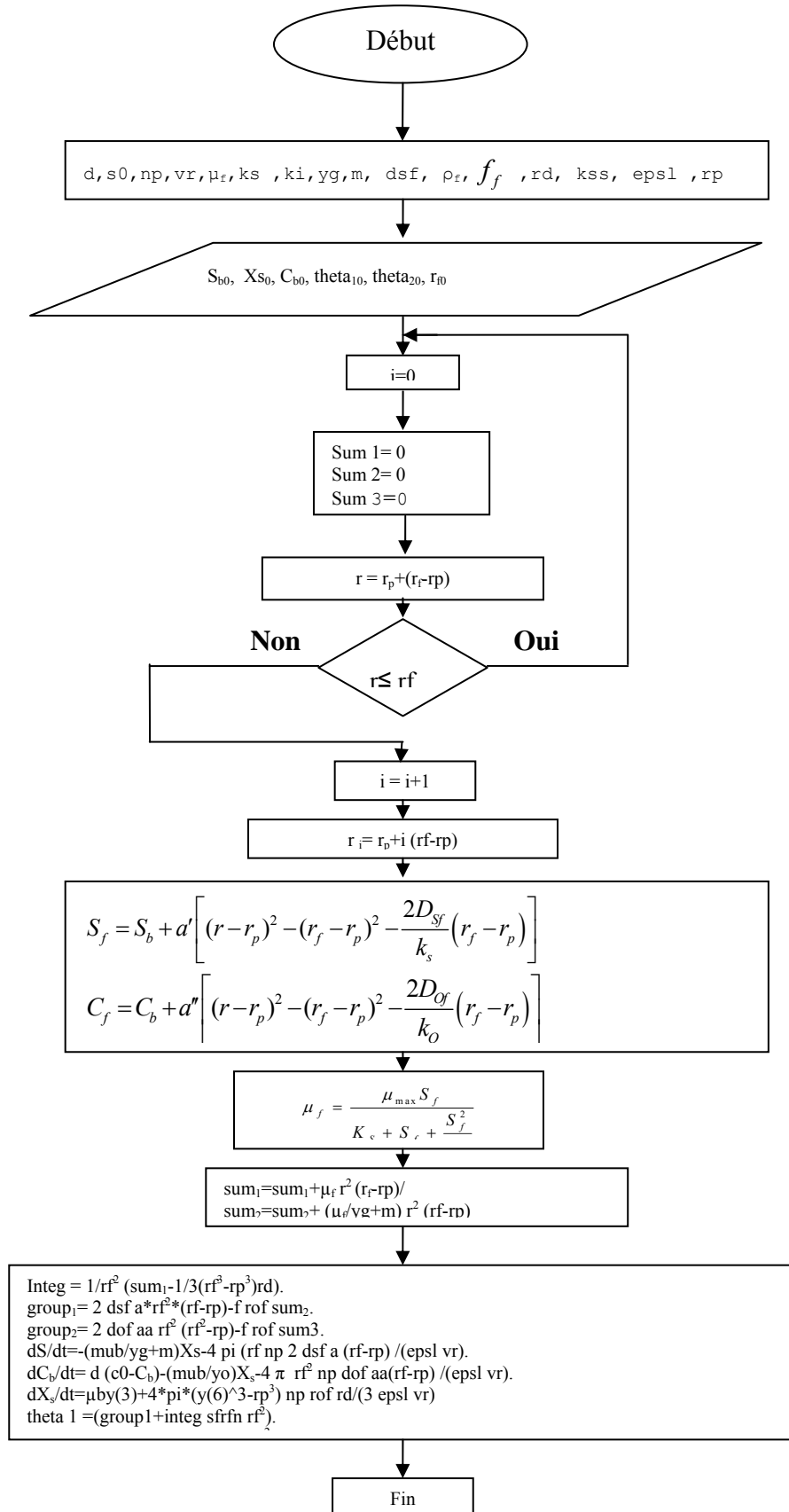
On divise par $4\pi\rho_f$:

$$\frac{dr_f}{dt} = \frac{1}{r_b^2} \left(\int_{r_p}^{r_f} \mu_b r^2 dr - \frac{1}{3} (r_b^3 - r_f^3) r_d \right) \quad (\text{II.24})$$

Soit à présent l'écriture du programme relatif à l'organigramme à des fins de résolution numérique:

II-2 Organigramme :

En général, c'est une représentation schématique des liens fonctionnels, organisationnels et hiérarchiques d'un programme donné.



II-3 Méthodes numériques

II-3-1 Solution du modèle dans le régime transitoire :

Dans le modèle de régime transitoire ICFBR décrit dans le développement mathématique se compose d'un ensemble d'équations différentielles ordinaires et partielles (ODEs et PDEs) avec les conditions limites et initiales. Il y a six variables interdépendantes qui ont été déterminées pour le modèle :

- 1) La concentration du substrat au sein du liquide, S_b
- 2) La concentration de l'oxygène au sein du liquide, C_b
- 3) La concentration de la biomasse en suspension, X_s
- 4) La concentration en substrat dans le biofilm en fonction de la distance radiale dans le biofilm, S_f
- 5) La concentration de l'oxygène dans le biofilm en fonction de la distance radiale C_f , et
- 6) L'épaisseur du biofilm, qui peut également être exprimée en termes de distance radiale à la surface, r_f

Six équations principales définissent le système par :

- Bilan matière du substrat au sein du liquide, ODE
- Bilan matière de l'oxygène au sein du liquide, ODE
- Bilan matière de la biomasse en suspension, ODE
- Bilan matière du substrat dans le biofilm, PDE
- Bilan matière de l'oxygène dans le biofilm, PDE
- Bilan matière de la biomasse dans le biofilm, ODE

CHAPITRE III : Application

III-1 La partie expérimentale

III-1-1 Description l'installation à lit fluidisée triphasique :

Concernant les paramètres expérimentaux relatifs à l'eau polluée ainsi que les coefficients de transfert et ceux de la biocinétique .Nous avons utilisé ceux d'un travail précédent (Hamlil, Tahar., N), dans le cadre d'un magister réalisé dans le même laboratoire. Les expériences ont été effectuées dans un bioréacteur expérimental constitué d'un lit fluidisé triphasique.

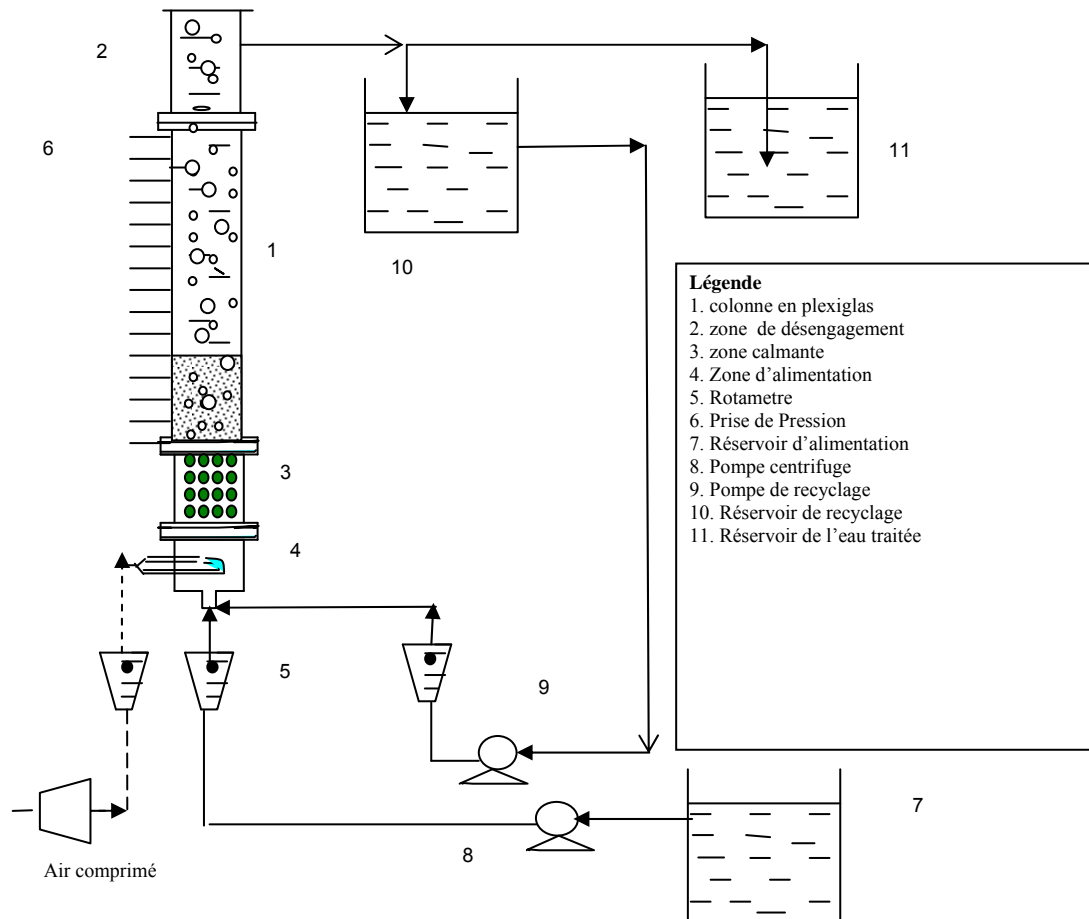


Figure 7 : Schéma du lit fluidisé triphasique

Le dispositif expérimental utilisé, représenté schématiquement sur la **figure 6**, se compose essentiellement des éléments suivants : une colonne, une section de désengagement (2), des distributeurs, une zone calmante (3), une zone d'alimentation d'eau et de gaz (4,7), une zone de recirculation de la phase liquide (10) (Hamlil, Tahar., N).

III-1-2 La colonne :

La colonne utilisée en plexiglas, a un diamètre interne et une hauteur respectivement de 94 mm et 1000 mm.

Tout le long de cette colonne, nous avons prévu quatorze (14) prises de pression pour le relevé du profil de pression. Ces différentes prises sont espacées de 3 à 9 cm.

III-1-3 La section de désengagement :

La colonne est surmontée d'une section de désengagement en verre de 100 mm de diamètre interne et 250 mm de hauteur, munie au milieu d'une sortie latérale de 60 mm de diamètre interne. A cette sortie est relié un bac de circulation de l'eau (Hamlil, Tahar., N).

III-1-4 Les distributeurs

Deux distributeurs de diamètre : ont été utilisés ; le premier en plexiglas de 5 mm d'épaisseur, perforé de 19 trous de 4 mm de diamètre donnant ainsi un pourcentage de vide de 3%. Il retient des particules de céramique formant la zone calmante et assure une première distribution des fluides. Un second distributeur en cuivre de 2 mm d'épaisseur, perforé de 930 trous de 0.5 mm de diamètre avec un pourcentage de vide 10 %. Ce distributeur supporte le lit de particules à fluidiser et assure une fluidisation plus au moins homogène (Hamlil, Tahar., N).

III-1-5 La zone calmante :

La zone d'alimentation est une partie cylindrique en plexiglas de 94 mm de diamètre intérieur et de 110 mm de hauteur, dotée de deux entrées :

- La première, située en bas, est prévue pour l'alimentation en eau.
- La deuxième, située sur le coté, est prévue pour l'alimentation en gaz.

Tableau 5 : Comparaison entre le modèle proposé et les autres modèles dans le régime transitoire.
Le tableau 5 présentes les hypothèses de six auteurs comparer avec notre modèle.

supposition	Modèle proposé	Autres modèles dans le régime transitoire					
		1	2	3	4	5	6
Mélange complet de liquide	●	●	●	●	○	●	●
Particules uniformes	●	●	●	●	●	●	●
Croissance de biofilm	●	●	●	●	○	●	●
Espèces microbiennes simples	●	●	●	●	○	○	●
Cellules en suspension	●	○	○	○	○	○	●
Présence d'EPS	●	○	○	○	○	◇	●
Bilan de la croissance	●	◆	●	●	●	●	●
Aucun effet d'immobilisation sur la cinétique	●	●	●	●	●	●	●
Limitation simple de substrat	●	○	○	○	○	●	●
Double/limitation multiple de substrat	●	●	●	●	●	○	○
Transfert de masse liquide-solide	●	●	○	○	○	●	●
Transfert de masse gaz -liquide	●	●	○	●	○	○	○
Biofilm uniforme	●	○	●	●	●	●	●
Diffusion Fickienne dans le biofilm	●	●	●	●	●	●	●
Détachement	●	●	○	○	○	●	●
Adsorption de biomasse	○	○	○	○	○	○	○

Les modèles en régime transitoires

- 1) Worden et Donaldson (1987)
- 2) Tang et coll., (1987)
- 3) Park et coll. (1984)
- 4) Stevens et coll. (1987)
- 5) Gadani et coll. (1993)
- 6) Kira Alison Onysko. (1999)

- Les suppositions faites / les conditions incluses
- Suppositions non faites / les conditions non incluses
- ◆ Bilan de croissance dans la cinétique mais le temps retard supplémentaire au modèle par le terme de correction.
- ◇ La fraction inerte due le ralentissement unique, pas de ESP.

Tableau 6 : Les constantes de modélisation d'un bioréacteur triphasique

Les constantes utilisées dans la modélisation sont résumées dans ce tableau 6 . Certaines constantes ont été tirées de la littérature

Paramètre	Symbole	Valeur	unit	Référence
Diffusivité de l'oxygène dans le biofilm	D_{of}	0,090	cm ² /h	Tang et coll., 1987
Diffusivité du substrat dans le biofilm	D_{sf}	0,0056952	cm ² /h	Onysko, 1999
Fraction active de bactérie dans le biofilm	f	0,83		Onysko, 1999
Coefficient de transfert matière de l'oxygène liquide-biofilm	k_o	27,72	cm/h	Tang et coll., 1987
Coefficient de transfert de matière substrat liquide-biofilm	k_s	39,6	cm/h	Onysko, 1999
Coefficient d'inhibition	K_I	$377 \cdot 10^{-3}$	mg/cm ³	Marrot et coll., 2006
Constante de saturation de l'oxygène	K_O	$0,1 \cdot 10^{-3}$	mg/cm ³	Tang et coll., 1987
Constante de saturation du substrat	K_S	$5,27 \cdot 10^{-3}$	mg/cm ³	Marrot et coll., 2006
Coefficient de maintenance	m	0,01	g/g.h	Onysko, 1999
Nombre total de particules dans le réacteur	N_p	6369		nos expériences
Taux de détachement spécifique	r_D	0,024	h ⁻¹	Onysko, 1999
position radiale sur la surface des particules	r_p	0,0141	cm	nos expériences
Volume de réacteur	V_R	728,28	cm ³	nos expériences
Coefficient de rendement de croissance du substrat	Y_g	1,39	g DW/g substrate	Onysko, 1999
Coefficient de rendement de croissance de l'oxygène	Y_O	3	g DW/g	Rajagopalan, 1998
Rétention liquide	ϵ_L	0,465		nos expériences
Taux de la croissance spécifique maximale	μ_m	0,119	h ⁻¹	Marrot et coll., 2006
Densité du biofilm sec	ρ_f	290	g DW/cm ³ humide volume	Onysko, 1999

CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSION

Après avoir présente les différents travaux déjà effectués jusqu'à ce jour notamment les modèles proposés avec leurs hypothèses, nous présentons dans ce qui veut les résultats de la simulation pour un réacteur semi fermé.

IV Résultats et discussions :

IV-1 Réacteur en Batch (fermé) :

Dans ce qui suit, nous présentons les résultats de la simulation obtenus par la résolution du système d'équations différentielles aux dérivées partielles du second ordre avec le Logiciel MATLAB version 7.0. Ces résultats concernent le cas d'un réacteur semi-fermé ou l'oxygène est apporté en continu. Dans cette étude, nous considérons l'évolution en fonction du temps des grandeurs suivantes :

- 1) La concentration du substrat organique dans la phase liquide, S_b ;
- 2) La concentration de l'oxygène dans la phase liquide, C_b ;
- 3) La concentration de la biomasse en suspension dans la phase liquide, X_s ;
- 4) L'épaisseur du biofilm, L_f .

Les résultats sont représentés sur les figures 8 et 9.

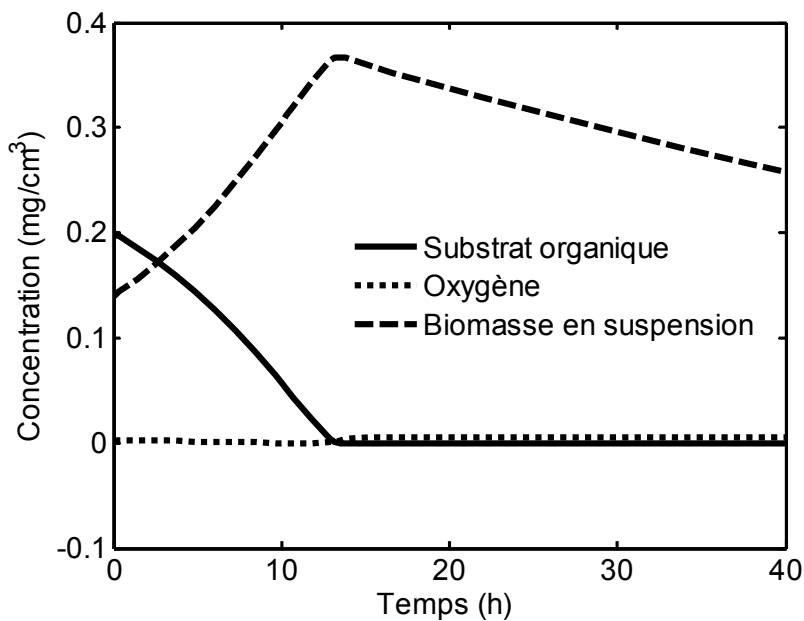


Figure 8 : Evolution de la composition de l'effluent de sortie en fonction du temps

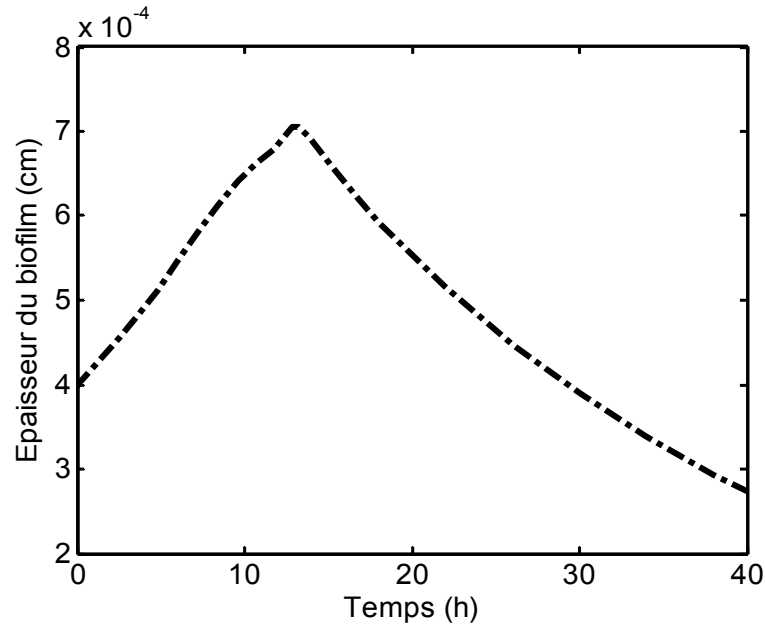


Figure 9 : Evolution de l'épaisseur en fonction du temps

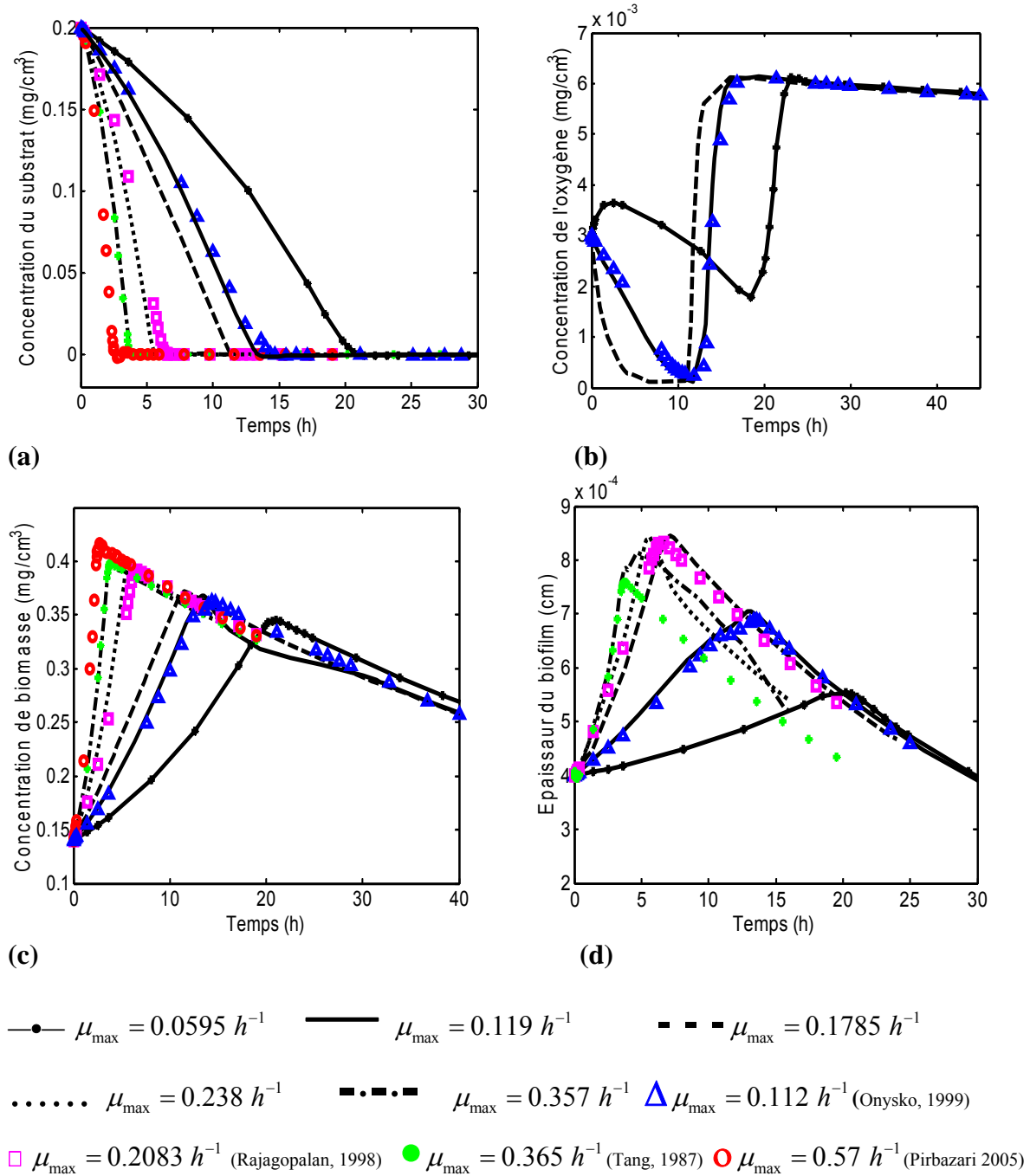
Les résultats de la simulation représentés sur la **figures 8** donnent les évolutions de la concentration du substrat organique S_b , de la biomasse en suspension X_S , de l'oxygène C_b et celle de l'épaisseur du biofilm L_f . Durant la première étape, correspondant à la consommation du substrat organique et celle de l'oxygène, la concentration de la biomasse en suspension X_S ainsi que l'épaisseur du biofilm augmentent. L'activité biologique est importante. Elle correspond à la période de croissance des bactéries et conduit à une augmentation de l'épaisseur du biofilm. Quand le substrat organique est complètement consommé, la biodégradation s'achève et la concentration de l'oxygène réaugmente vu que le système est toujours alimenté en oxygène. Le biofilm, lieu des phénomènes de détachement et de la mort de ses bactéries, diminue d'épaisseur **figure 9**.

Tableau 7 : La comparaison des constantes adoptées par les modèles de la littérature.

	TANG (1987)	RAJAGOPALAN (1998)	ONYSKO (1999)	PIRBAZARI (2005)
D [h ⁻¹]	2,01 ; 2,3		0,170	0,66
S ₀ [mg/cm ³]	(0,34 – 3,5) x10 ⁻³	0,38	0,506	3 10 ⁻³
N _p		2.083 x10 ⁶	5,63 10 ⁶ ; 8,74 10 ⁶	
V _R [cm ³]	1,0 x10 ³	62,8 x10 ³	3,46 10 ³	
μ _{max} [h ⁻¹]	0,365	0,2083	0,112	0,57
K _S [mg/cm ³]	10,948 x10 ⁻³	0,06	2,5 10 ⁻³	0,24 10 ⁻³
K _O [mg/cm ³]	0,1 x10 ⁻³	0,096 x10 ⁻³		
K _I [mg/cm ³]	0,113		0,175	
Y _g [mg/mg]	0,496	0,60	1,39	0,34
m [h ⁻¹]			0.01 et 0.03	
D _{sf} [cm ² /h]	0,0033	0,02933	0,0056952	0,025
ρ _f [mg/cm ³]	72-152	65 et 100	230 ; 240 ; 290	7
f			0,85	
r _D [h ⁻¹]			0,018 ; 0,022 ; 0,025	2,83 10 ⁻³
k _s [cm/h]	16,2		39,6	38 ; 196
ε _L			0.97	
r _p [cm]		0,035	0,00975	2 10 ⁻³
k _o [cm/s]	27,72			
D _{of} [cm ² /h]	0,0082	0,0608		
Y _o [mg/mg]	0,354	3		
Solide	Charbon actif	Sable	Sable	Charbon actif

IV-1-1 Les réponses sur les changements des paramètres :

VI-1-2-1 Variation du taux de croissance spécifique maximum (μ_{\max}) :

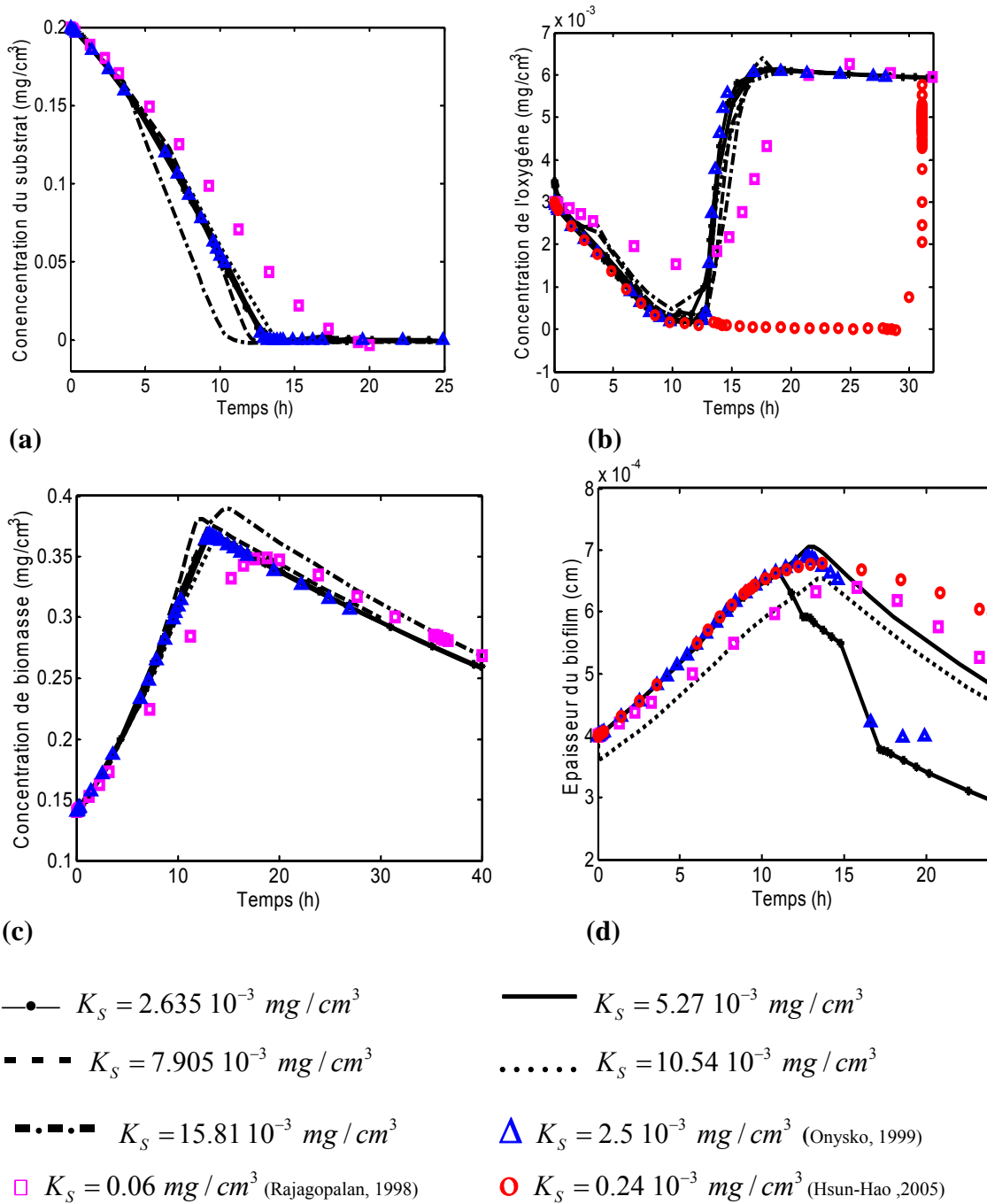


Figures 10 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation (μ_{\max}).

Les Figures 10 (a, b, c, d) présentent l'évolution des grandeurs S_b, C_b, X_s et L_f en fonction du temps pour différentes valeurs du taux de croissance spécifique maximum μ_{\max} . Lorsque μ_{\max} est petit la dégradation du substrat organique demande un temps important et la consommation de l'oxygène évolue lentement par rapport au cas où μ_{\max} est important. La

cinétique de consommation de l'oxygène est plus rapide avec les molécules de substrat organique de faible poids moléculaire. L'épaisseur du biofilm augmente avec le taux de croissance maximum puis diminue avec le temps, plus le taux μ_{\max} est grand et plus la durée de formation du biofilm est courte. Ce qui a pour effet de favoriser l'augmentation de la concentration de la biomasse en suspension. Le temps de biodégradation augmente considérablement lorsque μ_{\max} diminue. D'autre part, en fonction des valeurs données par la littérature (Tang, 1987 ; Rajagopalan, 1998 ; Onysko, 1999, Hsun-Hao 2005) voir tableau 7, μ_{\max} diminue lorsque la molécule du substrat (hydrocarbure) augmente par la masse et la taille. Ce qui rejoint nos résultats expérimentaux.

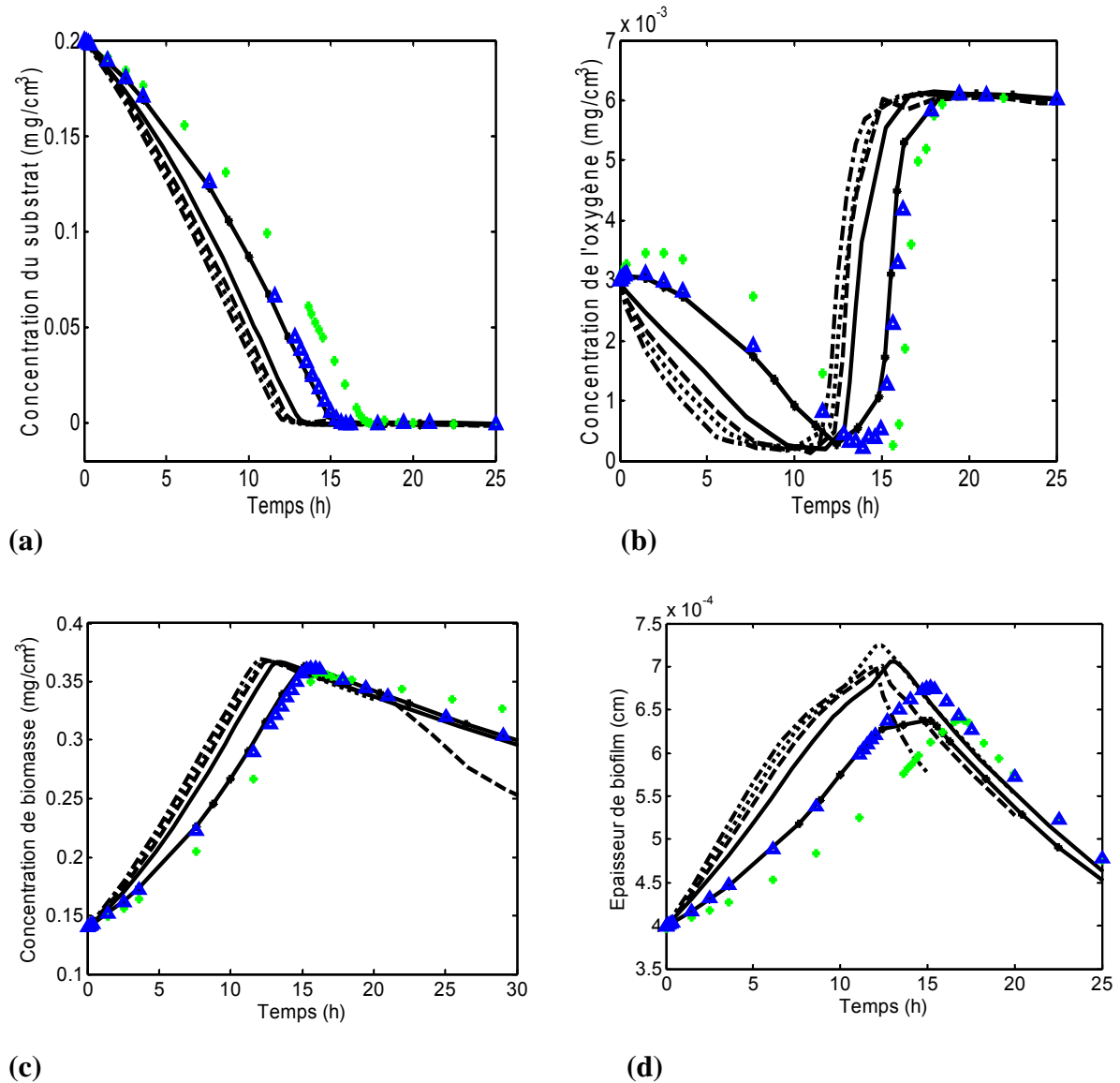
VI-1-2 -2 Variation de la constante de saturation du substrat (K_S):



Figures 11 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_S, L_f à la variation (K_S) .

Sur les figures 11 (a, b, c, d) nous voyons l'évolution des grandeurs S_b, C_b, X_S et L_f en fonction du temps lorsque la constante de saturation du substrat varie. D'après ces figures, il apparaît que K_S n'a pas une nette influence sur les grandeurs, sauf pour quelques cas (Hsun-Hao 2005, Rajagopalan, 1998, Onysko, 1999) voir tableau 7.

VI-1-2 -3 Variation de la constante d'inhibition (K_I) :

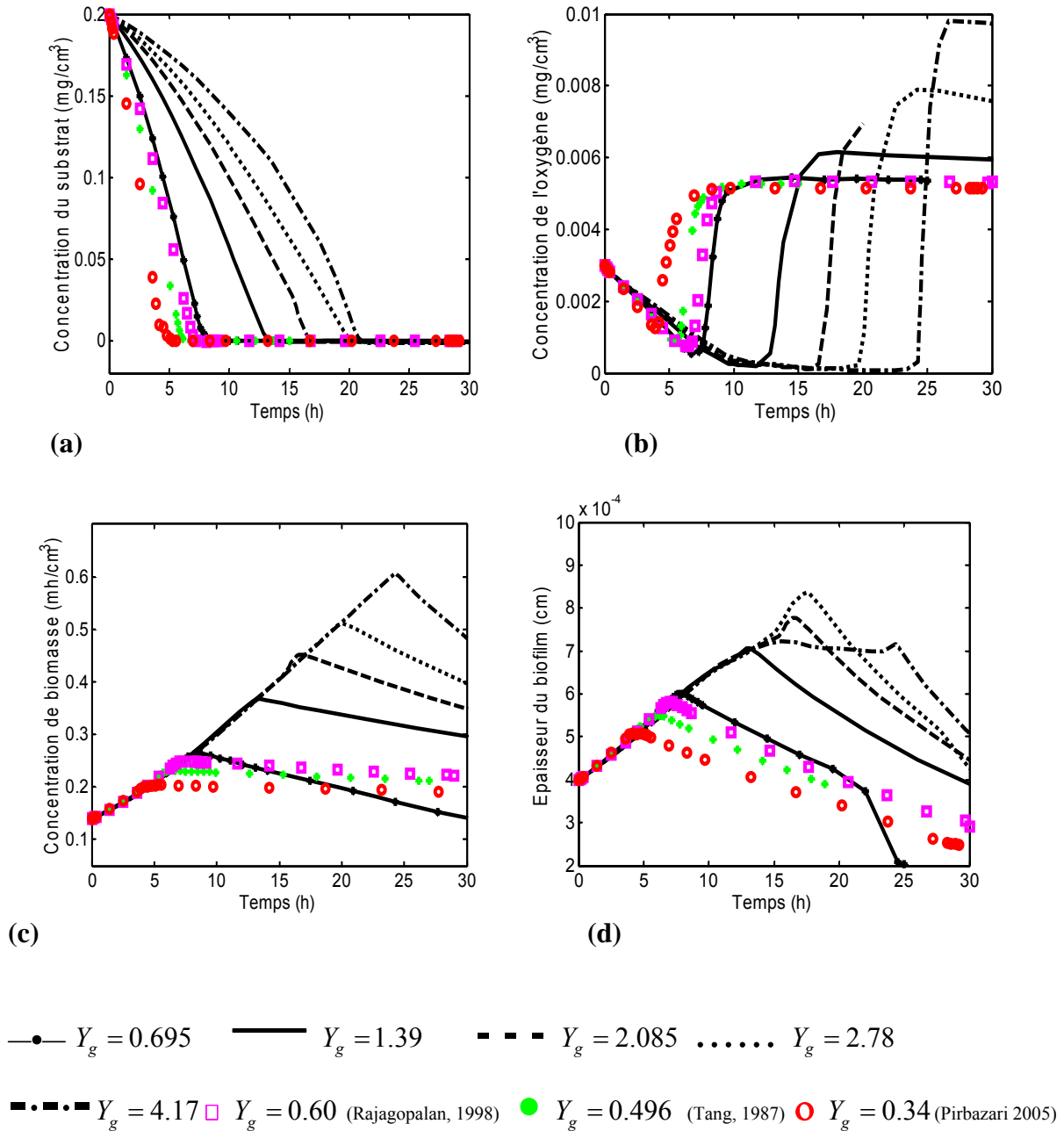


Figures 12 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation de (K_I).

Les figures 12 (a, b, c, d) représentent l'évolution des variations du coefficient de l'inhibition K_I qui a un effet considérable sur les quatre grandeurs S_b, C_b, X_s et L_f en fonction du temps pour différentes valeurs de K_I . Lorsque K_I diminue le temps de biodégradation augmente. La concentration de l'oxygène ainsi que la formation du biofilm sont lentes. A cause des substances organiques présentes dans le milieu qui s'avèrent favoriser l'attachement dans

certain cas alors que dans d'autres elles peuvent inhiber le processus du procédé d'attachement plusieurs à cause de propriétés tels que : la force de cisaillement, le pH, température et l'oxygène dissous.

VI-1-2-4 Variation du coefficient de rendement de croissance bactérienne relatif au substrat organique (Y_g) :

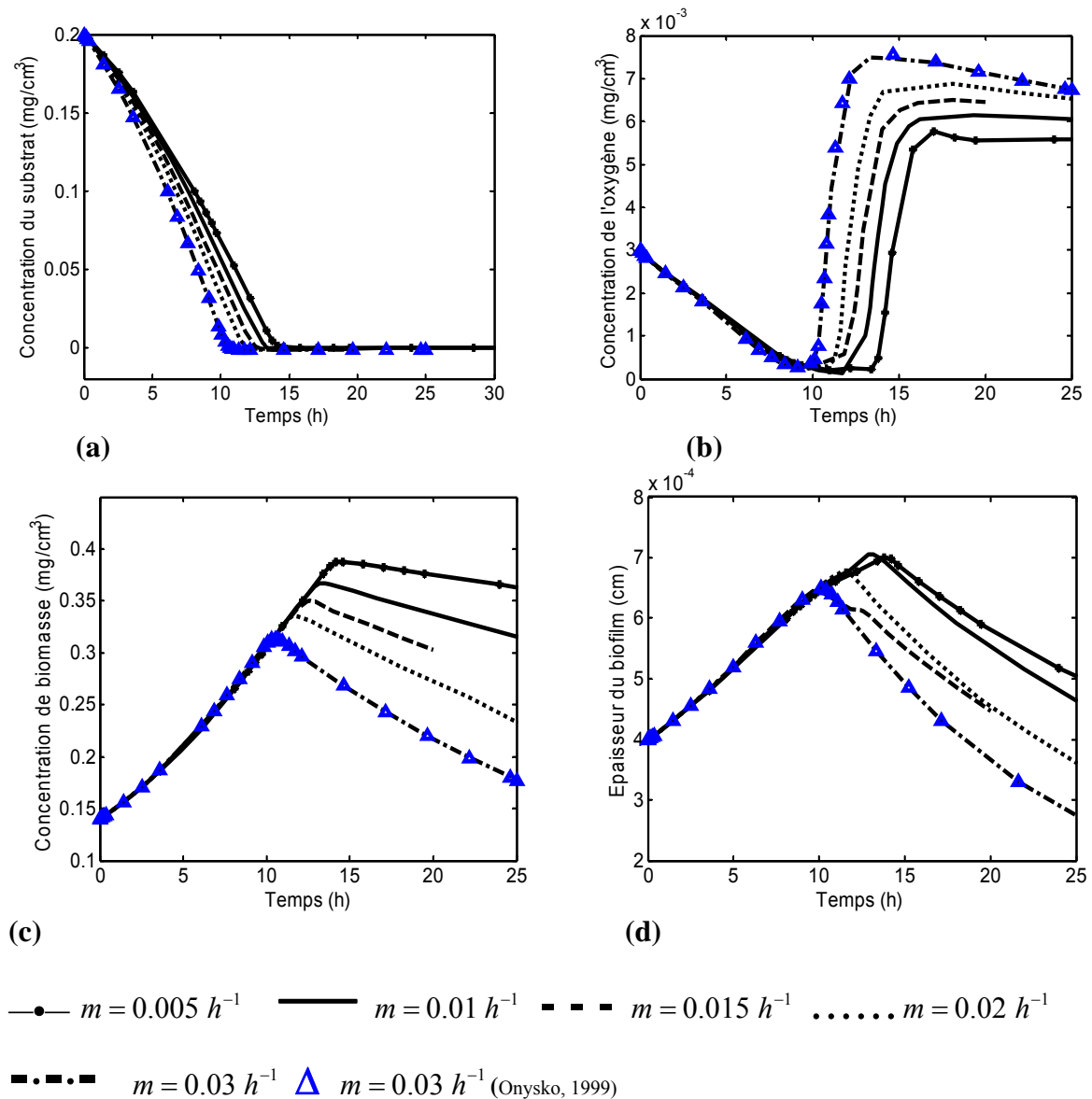


Figures 13 (a, b, c, d) : Réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation de (Y_g).

Les figures 13 (a, b, c, d) représentent les variations des grandeurs S_b, C_b, X_s et L_f pour différents coefficients de rendement de substrat Y_g ce paramètre a un effet significatif sur les

grandeurs analysées. Lorsque le coefficient du rendement augmente le temps de biodégradation augmente. Il en est de même pour la consommation d'oxygène, biomasse en suspension et l'épaisseur du biofilm. A cause de l'effet d'attachement de la surface solide, de la température, de l'effet du substrat et cela de l'épaisseur.

VI-1-2-5 Variation du taux de maintenance (m) :

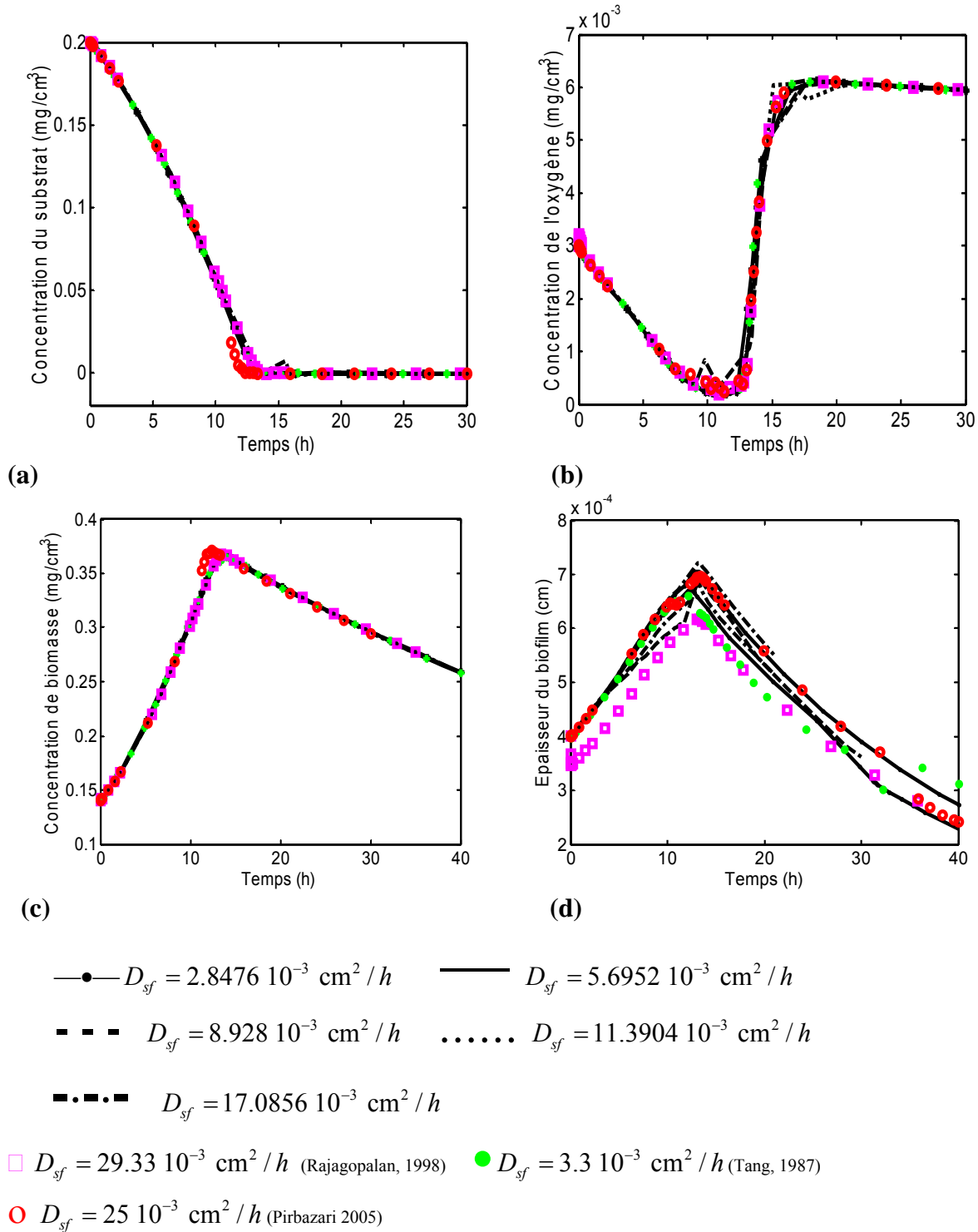


Figures 14 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation de (m).

D'après les figures 14 (a, b, c, d) qui représentent l'évolution de S_b, C_b, X_s et L_f en fonction du temps pour plusieurs valeurs de m , nous constatons que le taux de maintenance a un effet considérable. L'augmentation de ce taux de maintenance diminue le temps de biodégradation du substrat organique, elle accélère la consommation d'oxygène, diminue la concentration de

la biomasse en suspension ainsi que l'épaisseur du biofilm. Il est lié à la composition chimique du milieu liquide c'est-à-dire aux substrats et aux nutriments qui sont directement impliqués dans le métabolisme des cellules.

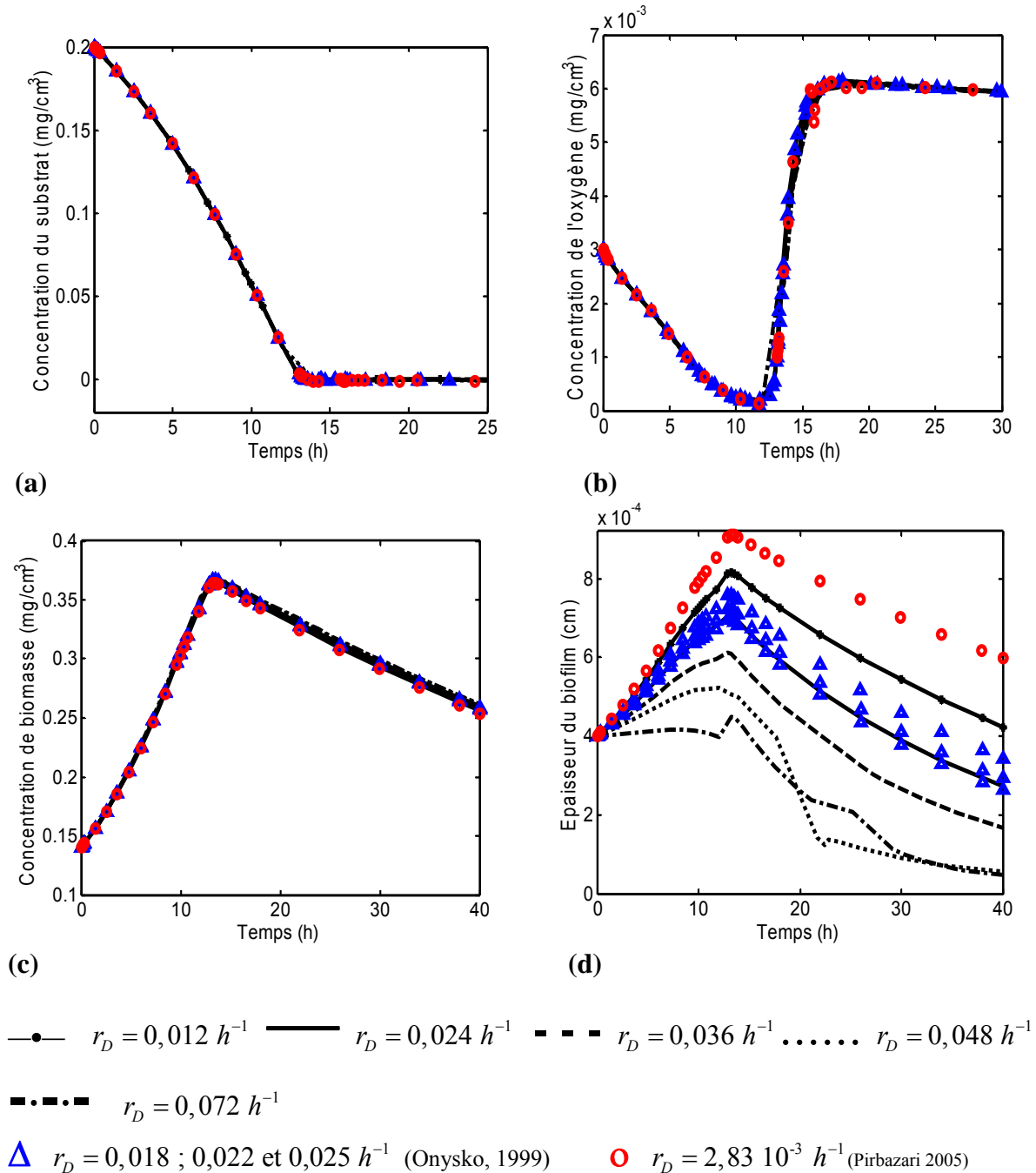
VI-1-2-6 Variation du coefficient de diffusion du substrat dans le biofilm (D_{sf}) :



Figures 15 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation de (D_{sf}).

Sur les **figures 15 (a, b, c, d)** nous remarquons que le coefficient de diffusion du substrat organique D_{sf} n'a pas d'effet sur l'évolution en fonction du temps des grandeurs S_b, C_b, X_S et L_f .

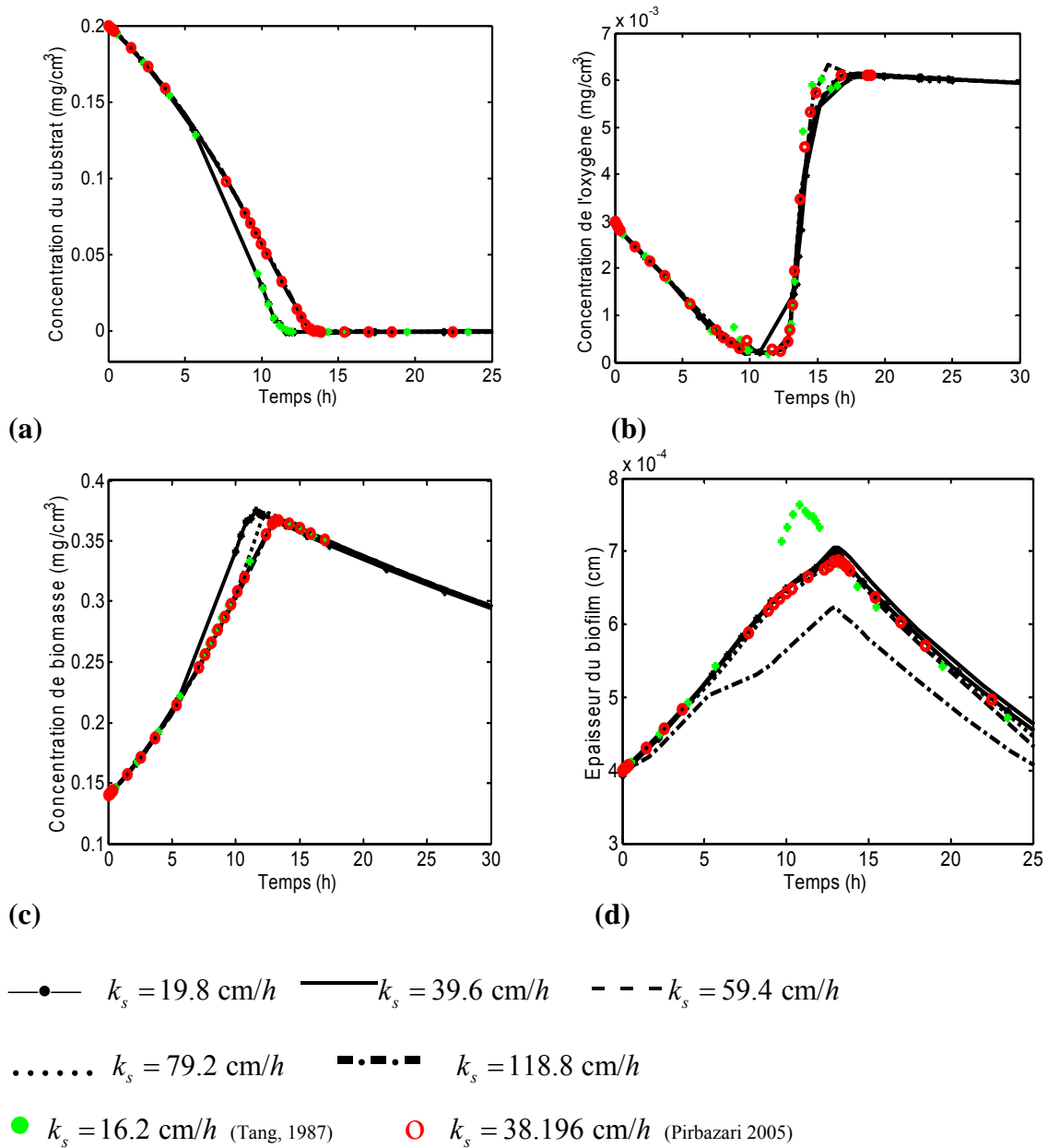
VI-1-2-7 Variation taux de détachement spécifique (r_D) :



Figures 16 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_S, L_f à la variation de (r_D).

Les **figures 16 (a, b, c, d)** montrent qu'une variation du taux de détachement spécifique n'affecte que l'épaisseur du biofilm. Pour une grande vitesse de détachement, le film se détache plus rapidement et diminue l'épaisseur du biofilm, qui correspond à une vitesse de consommation maximale et conduit à une faible épaisseur du biofilm.

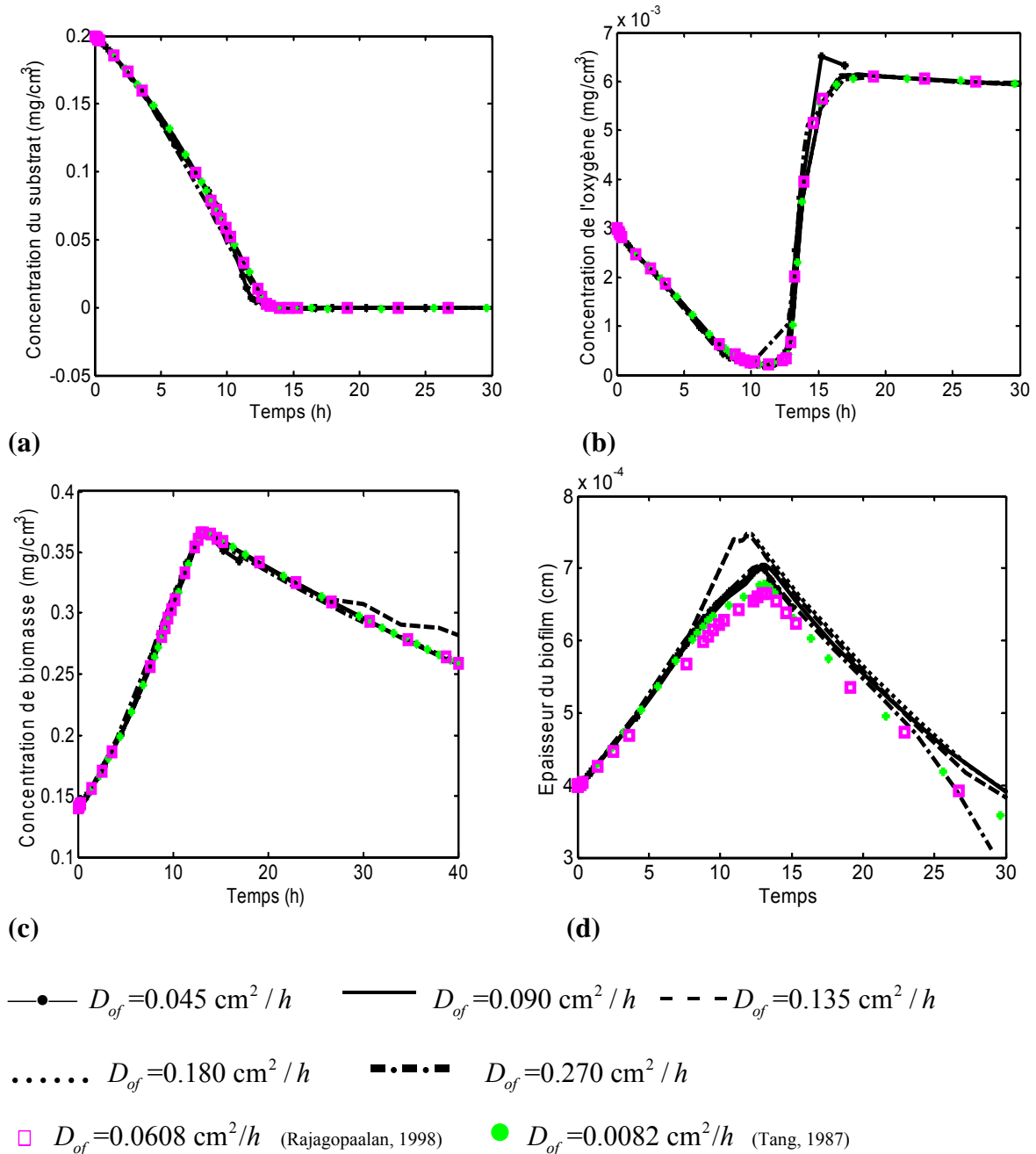
VI-1-2-8 Variation du coefficient de transfert de masse substrat liquide-biofilm (k_s)



Figures 17 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation de (k_s) .

La variation du coefficient de transfert de matière k_s n'a eu qu'un faible effet sur l'évolution en fonction du temps des grandeurs S_b, C_b, X_s et L_f . L'épaisseur du biofilm semble augmenter lorsque k_s diminue.

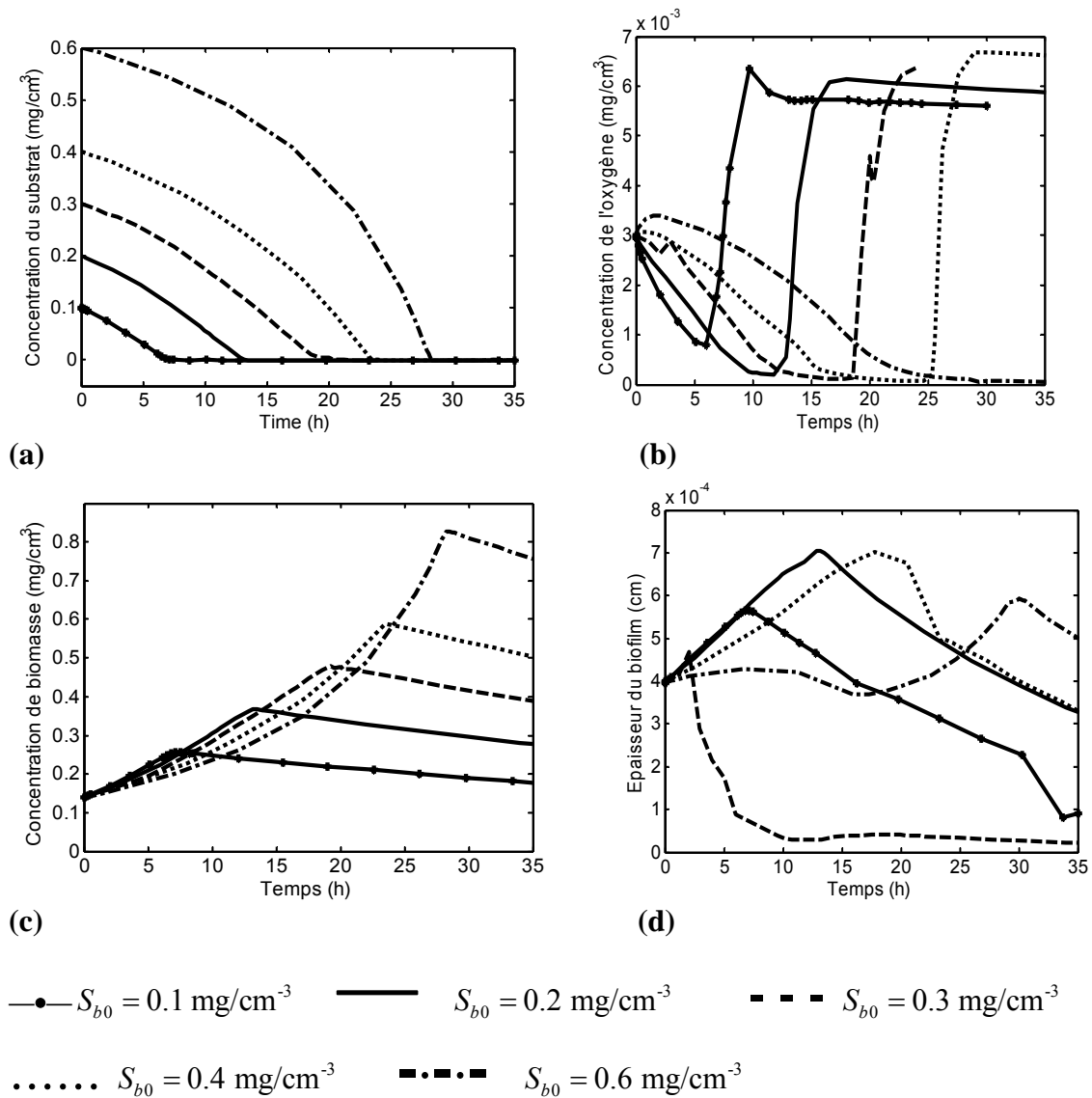
VI-1-2-9 Variation du coefficient de diffusion de l'oxygène dans le biofilm D_{of} :



Figures 18 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation D_{of} .

Sur les **figures 18 (a, b, c, d)** nous remarquons que le coefficient de diffusion de l'oxygène D_{of} n'a pas d'effet sur l'évolution en fonction du temps des grandeurs S_b, C_b, X_s et L_f .

VI-1-2-10 Variation de la concentration initiale du substrat S_{b0} :



Figures 19 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation (S_{b0}).

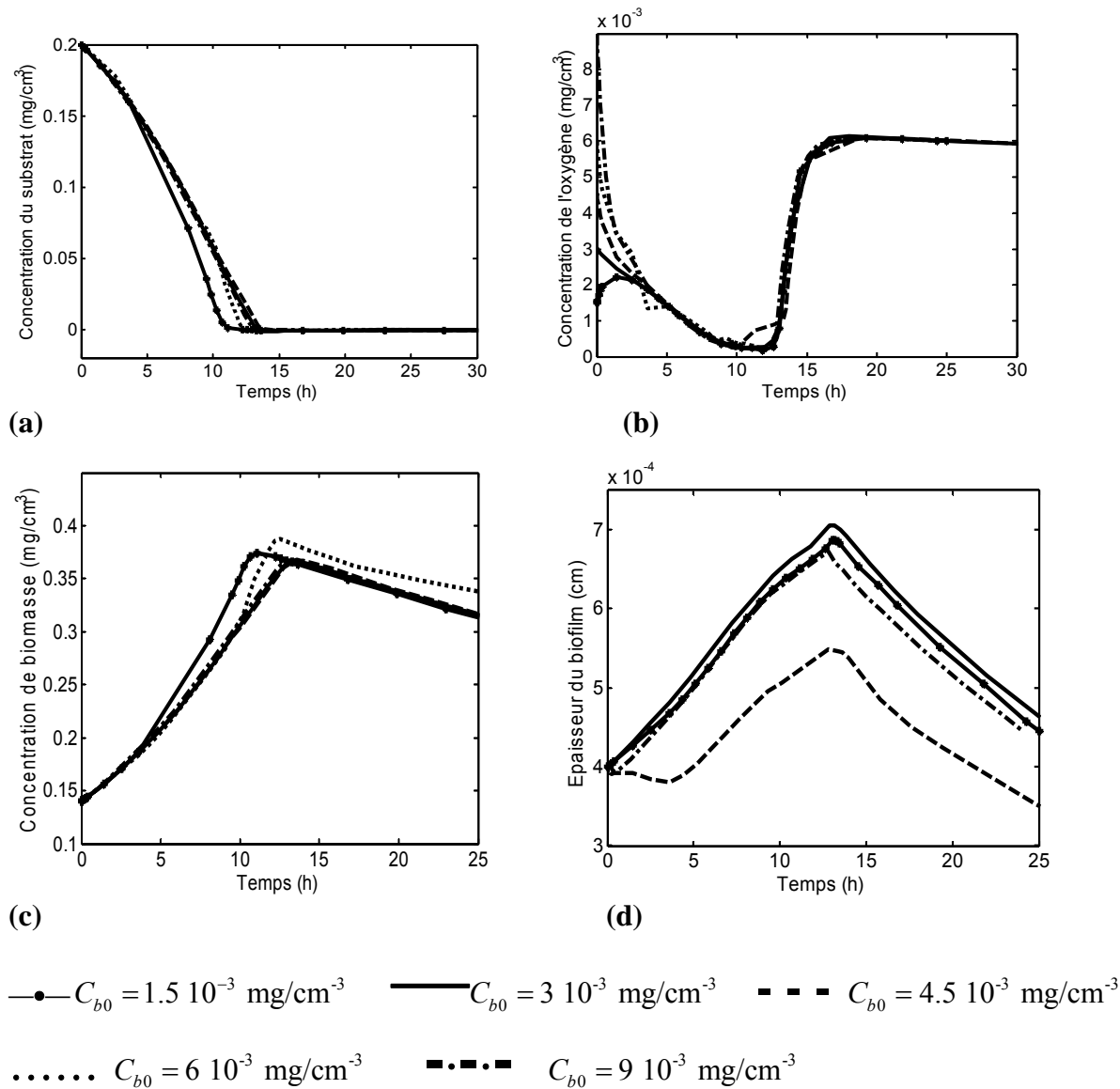
La figure (a) représente l'effet de la concentration initiale (S_{b0}) sur la dégradation du substrat. Plus la concentration du substrat est importante plus le temps requis pour la biodégradation est grand.

Sur la figure 19 (b) nous remarquons que pour une forte concentration de substrat organique, la durée est la concentration de l'oxygène consommé est importante.

Pour la figure 19 (c) la concentration de la biomasse en suspension atteint une valeur maximale important pour une grande concentration initiale de substrat organique.

Et pour la figure 19 (d) sont influe par diminution concentration du substrat sauf quelque anomalie pour certain profil.

VI-1-2-11 Variation de la concentration initiale de l'oxygène dissous au sein du liquide (C_{b0}) :



Figures 20 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation (C_{b0}).

Sur les **figures 20 (a, b, c, d)** nous remarquons que la variation de la concentration initiale de l'oxygène dissous a un léger effet sur le temps de biodégradation du substrat organique. Ce temps augmente légèrement lorsque la concentration de l'oxygène dissous augmente. L'évolution de la consommation de l'oxygène semble indépendante de la concentration initiale. Il en est de même pour la concentration de la biomasse en suspension X_s . Il y aura deux zones dans le biofilm : la zone inférieure de l'épaisseur limite pour la diffusion de

l'oxygène meurent et métabolisent d'une manière anaérobie et la zone supérieure considérée comme les bactéries active (aérobie).

VI-1-2-12 Variation de la concentration initiale de la biomasse en suspension X_{S0} :

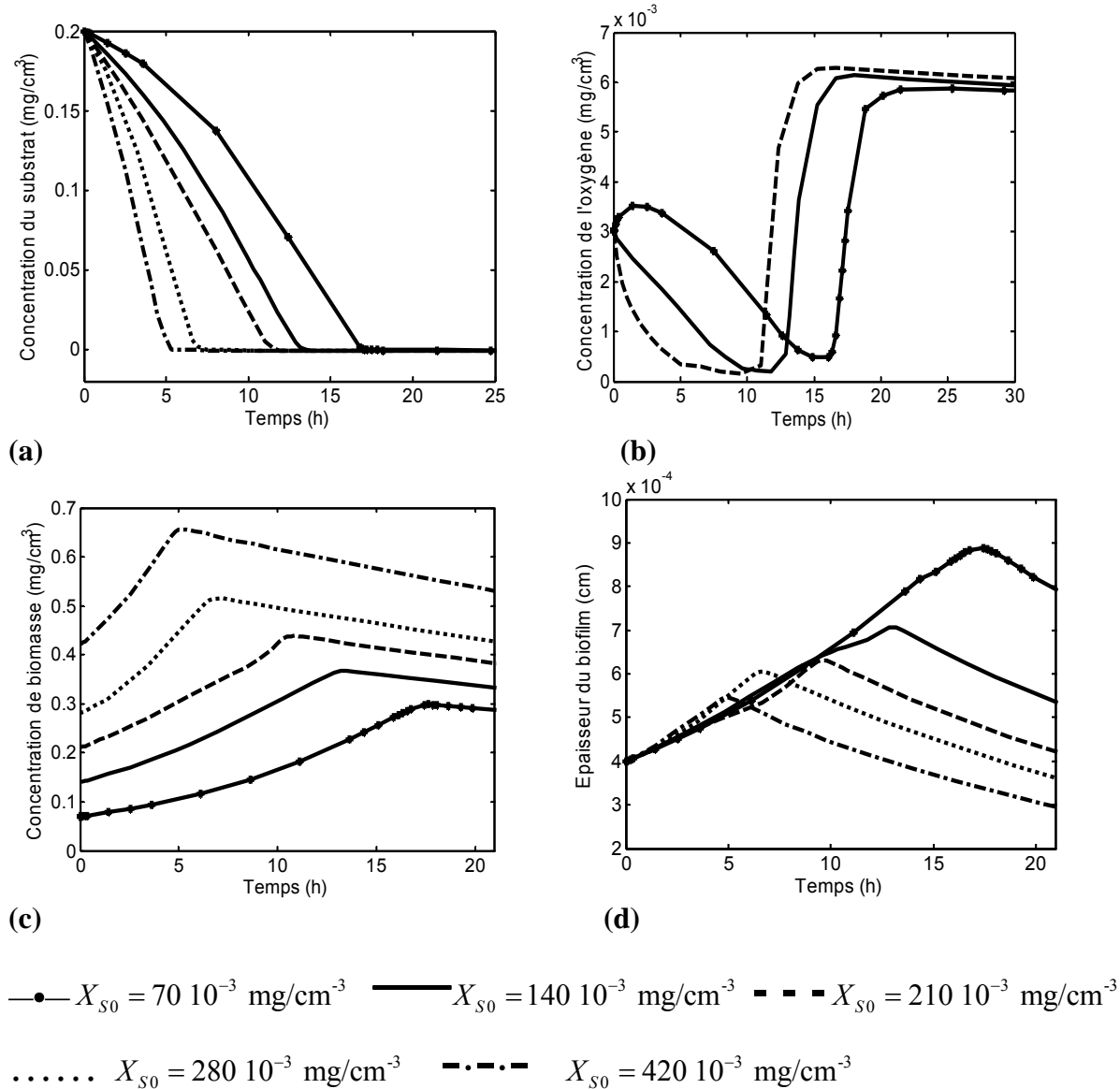


Figure 21 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_s, L_f à la variation (X_{S0}).

Sur les **figures 21 (a, b, c, d)** nous constatons que la valeur de la concentration initiale de la biomasse en suspension X_{S0} a un effet significatif sur l'évolution des grandeurs S_b, C_b, X_s et L_f . Plus X_{S0} est important plus le temps de biodégradation du substrat organique est faible. L'apport initial de bactéries en suspension favorise la biodégradation du substrat organique.

VI-1-2-13 Variation de l'épaisseur du biofilm r_{f0} :

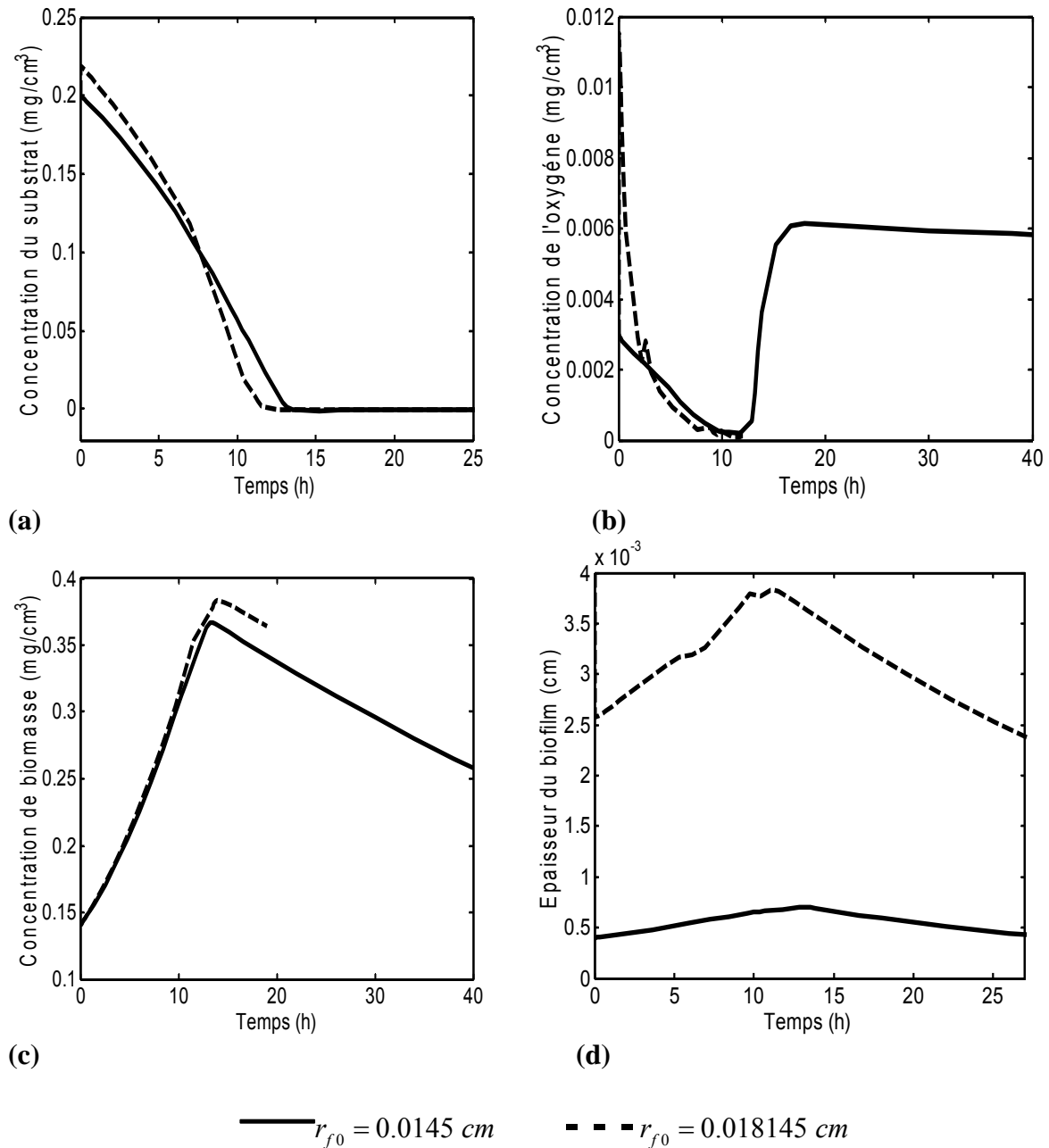


Figure 22 (a, b, c, d) : La réponse de S_b, C_b, X_S, L_f à la variation de r_{f0}

Sur les **figures 22 (a, b, c, d)** nous remarquons que la variation r_{f0} a un léger effet sur le temps de biodégradation du substrat organique, la concentration de l'oxygène et la concentration de la biomasse en suspension. Par contre l'épaisseur initiale du biofilm a une grande influence sur l'épaisseur L_f , ce est eu rapport avec le métabolisme de la communauté bactérienne et à la variation des vitesses de consommation des nutriments.

Conclusion

Le travail abordé dans ce mémoire a eu pour objectif de proposer un modèle mathématique qui décrit la biodégradation de substrats dans un bioréacteur à lit fluidisé triphasique.

Dans la première partie de ce travail, nous avons présenté une synthèse des travaux de la littérature relatifs à ce sujet. Cette synthèse a consisté :

- à présenter les modèles existants avec les conditions opératoires adoptées (dispositif expérimental, qualité et quantité des substrats utilisés,..)
- à comparer les hypothèses choisies par différents auteurs pour la résolution des équations.

Le système, composé des trois phases G-L-S et des bactéries immobilisées sur les particules solides, constitue un système très complexe à décrire mathématiquement. En effet les grandeurs traduisant les phénomènes de transfert de matière et de biodégradation sont nombreuses et jusqu'à l'heure actuelle peu de modèles ont pris en considération en plus de l'aspect transfert de matière et de biocinétique l'aspect hydrodynamique du système.

Le modèle mathématique que nous avons proposé a été établi en suivant la même démarche que celle proposée par Onysko Kira Alison. (1999). En plus des hypothèses adoptées par cet auteur, nous avons considéré que les deux substrats (l'oxygène, et le substrat organique) sont des facteurs limitant de croissance.

Pour la résolution des équations différentielles comportant six variables (S_b , C_b , X_s , S_f , C_f et L_f) et obtenues à partir des bilans matières écrits pour les différentes phases (liquide et biofilm), la variation des concentrations des deux substrats a été supposée suivre une allure parabolique.

La résolution numérique de ces équations a été effectuée en adoptant des constantes de biocinétique et de transfert relevées de la littérature et relatives au phénol grâce à la version 7.0 du logiciel Matlab.

Les résultats donnés par la simulation ont été confrontés à ceux obtenus expérimentalement lors du biotraitement des eaux contaminées par des d'hydrocarbures en réacteur fluidisé semi-fermé. La comparaison a abouti à un écart entre ces deux résultats mais nous pensons que ceci est dû au fait d'avoir considéré que le mélange d'hydrocarbures avait les mêmes caractéristiques de biocinétique et de transfert.

Nous avons également effectué une analyse du modèle qui nous a permis de quantifier l'effet des différents paramètres de transfert et de biocinétique sur les différentes grandeurs du système.

D'après les résultats de la simulation, l'effet des paramètres de biocinétique est plus marqué que celui des paramètres de transfert.

Ce travail constitue une contribution

- à la compréhension des différents phénomènes de transfert mis en jeu dans un bioréacteur à lit fluidisé triphasique ;
- à la mise en équation de la biodégradation de substrats par la biomasse fixée et en suspension ;

Mais il est impératif de déterminer expérimentalement les constantes de transfert et de biocinétique relatives à celles du mélange d'hydrocarbures.

Ces informations permettront une simulation plus précise du système et donc d'approcher la réalité.

Les références

A

1. Andrea, L. (2002) "Sanitation and evaluation of microbial biofilms on food processing materials" dissertation to the faculty of the graduate school of the university of Maryland, college park in partial fulfilment of the requirements for degree of doctor of philosophy.
2. Andrews, J.F. (1968) "A mathematical model for the continuous culture of microorganisms utilizing inhibitory substrates" *Biotechnol. Bioeng.* 10, 707-723.
3. Arcangeli, J.-P., Arvin, E (1995) "Growth of an aerobic and an anoxic toluene-degrading biofilm- a comparative study" *Water Science and Technology* 32(8):125-132.
4. Arcuri, E.J., Donaldson, T.L. (1981) "Biofilm kinetic" *Biotechnology and Bioengineering* 23: 2149-2149.
5. Atkinson, How, S.Y (1974) "The overall rate of substrate uptake (reaction) by microbial films. part ii-effect of concentration and thickness with mixed microbial film" *Transactions of the Institution of Chemical Engineers* 52: 260-268.
6. Atkinson, B., Daoud, I.S. (1968) "The analogy between micro-biological (reaction) and heterogeneous catalysis" *Transactions of the Institution of Chemical Engineers* 46: T19-T24.
7. Atkinson, B., Davies, I.J (1974) "The overall rate of substrate uptake (reaction) by microbial films" Part I-A Biological Rate Equation, *Transactions of the Institution of Chemical Engineers* 52: 248-259.
8. Atkinson, B., Daoud, I.S (1970) "Diffusion Effects within microbial films" *Transactions of the Institution of Chemical Engineers* 48: T245-T254.
9. Atkinson, B., Daoud, I.S. And Williams, D.A. (1968) "A theory for the biological film reactor" *Transactions of the Institution of Chemical Engineers* 48: T245-T250.
10. Atkinson, B., Swilley, E. L., Bush, A.W., Williams, D.A (1967) "Kinetic, mass transfer, and organism growth in a biological film reactor" *Transactions of the Institution of Chemical Engineers* 45: T257-T264.

B

11. Badri N, Badriyha, Varadarajan, R., Walter. D., Pibazari. M (2003) "Bioadsorber efficiency, design, and performance forecasting for alachlor removal" *Wat Res* 37.4051-4072.
12. Baier, R.E. (1972) "Influence of the initial surface condition of materials on bioadhesion" Proc. 3rd Int'l. Cong. On Marine Corrosion and Biofouling, Gaithersburg, MD.

13. Baier, R.E., Shafin, E.G., Zisman, W.A. (1968) "Adhesion: mechanisms that assist or impede it". *Science*.162.1360.
14. Bakke, R., Truler, M.G., Robinson, J.A., Characklis, W.G (1984) "Activity of pseudomonas aeruginosa in biofilm: steady state". *Biotechnol. Bioeng.* 26, 1418-1424.
15. Baross, J.A., Morita, R.Y. (1978) "Microbial life at low temperature". *Ch. 2 .In Microbial Life in Extreme Environments*, Editor D.J. Kutshner , Academic Press,
16. Beaudoin, D.L., Bryers, J.D., A.B. Cunningham, S.W.P (1998) "Mobilization of broad host range plasmid from pseudomonas putida established to established biofilm of bacillus azotoformans". II. Modelling, *Biotechnology and Bioengineering* 57(3): 2820-286.
17. Benefield, L., Molz, F (1985) "Mathematical simulation of a biofilm process" *Biotechnology and Bioengineering* 27: 921-931.
18. Beyenal, H., Seker, S, .Tanyola, A et Slih, B. (1997) "Diffusion coefficients of phenol and oxygen in a biofilm of *pseudomonas putida*" *AICHE J.*43.243-250.
19. Bird, R.B., W E.Stewart., E.N. Lightfoot (1960) *Transport Phenomena*, P 593, Johson Wiley & Sons, New York.
20. Bishop, P.L., Rittmann, B.E (1995) "Modelling heterogeneity in biofilms" Report of the Discussion Session, *Water Science and Technology* 32(8):263-265.
21. Bishop, P.L., Zhang, T, C., Fu, Y.-C. (1995) "Effects of biofilm structure, microbial distributions and mass transport on biodegradation processes" *Wat.Sci.Technol*, 31,143-152.
22. Busscher. H.J., Bos. R., Van Der Mai. H.C., (1995) "Initial microbial adhesion is a determinant for the strength of biofilm adhesion", *FEMS Microbiology Letters* 128, (1993), 449-511.

C

23. Camper,A.K., Wright, N., Jones, W.L ., Cunningham,A.B (1994) "Modelling the interactions of biofilm processes and system hydrodynamics on water quality" *Proceedings 1994 Water Quality Technology Conference*, American Water Works Association, Denver , Co, Pp. 199-211.
24. Cannon, F.S (1991) "Discussion of: simplified design of biofilm processes using normalized loading curves" *Research Journal of Water Pollution Control Federation* 63(1):90-90.
25. Chang, H.-T., Rittmann, B.E., Amar, D., Heim, R., Ehlinger, O., Lesty, Y. (1991) "Biofilm detachment mechanisms in a liquid fluidized bed". *Biotechnol. Bioeng.* 38, 499–506.

26. Characklis, W. G. (1967) "Oxygen Transfer Through Biological Slimes. M.S". Thesis, University Of Toledo.
27. Characklis, W.G., Bower, E., Gujer, W., Hermanowicz, S., Wanner, O., Watanabe, Y., Wilderer, P. (1989) "Modelling of biofilm systems" *Technical Report, International Association for Water Pollution Research and Control*.
28. Characklis, W.G., Christensen, B.E. (1990) "Physical and chemical properties of biofilm" In *Ecological and Applied Microbiology. Biofilms*, W G.Characklis and Marshall, Ed., Pp.93-130, John Wiley& Sons, New York.
29. Characklis, W.G. (1990) "Biofilm processes" in *Ecological and applied Microbiology Biofilm*, W.G.Characklis et Marshall, K.C, Ed. 195-231, Wiley, New York.
30. Cheng, Y-W., Harmanowicz, S.W. (1990) "Hydrodynamic characteristics of particles in biological fluidized-beds. In environment" *Engineering-Proceedings of the 1990 Specialty Conference*. Arlington, Virginia, July 8-11, C.R.O'Molia, Ed., Pp.4-9.ASCE, New York.
31. Chrysi S. Lapidou, Bruce E. Rittmann. (1997) "Evaluating trends in biofilm density using the UMCCA model". *Wat Res*. 38. 3362-3372.
32. Coelhoso, I., Bonaventura, Rodriguez, A. (1992) "Biofilm reactors: an experimental and modelling study of wastewater denitrification in fluidized bed reactors of activated carbon particles" *Biotechnol Bioeng*. 40,425-633.

D

33. De Beer, D., Stoodley, P., Roe, F. Et Lewandowski , Z (1994) " Effects of biofilm structures on oxygen distribution and mass transport" *Biotechnology and Bioengineering* 43:1131-1138.
34. Dexter, S.C (1967) "Influence of substrate wettability on the attachment of marine bacteria to various surfaces". *Jour. Appl. Microbial*. 298-308.
35. Di Felice, R. (1995) "Hydrodynamics of liquid fluidisation" *Chem. Eng. Sci.*, Vol. 50,1213–1245.
36. Doran P.M. (1995) "Bioprocess engineering principales", *Academic Press*, London.
37. Drury, W.J., Stewart, P.S., Characklis, W.G (1993) "Transport of 1- μ m latex particles in *pseudomonas aeruginosa* biofilms" *Biotechnology and Bioengineering* 42: 11-117.

E

38. Eckenfelder, W.W., O'Conner, D.J. (1961) "Biology waste treatment" *Pergamon. Press, Inc*. New York, N.Y.

39. Elvire Guiot., (2001) "Microscopie de fluorescence sous excitation a deux photons : applications a des études de corrélations et de déclins de fluorescence en milieu biologique". Thèse. Université Paris XI ORSAY. France.
40. Ernest Jay Visser., (1998) "Development and evaluation of two-dimensional microscale transport and biofilm process model". Thesis. Montana State University-Bozeman. United State Of American.
41. Etzensperger, M., S.Thoma, S.Petrozzi, Dunn, I., J., (1989) "Phenol degradation in a three-phase biofilm fluidized sand bed reactor" *Bioprocess Eng.*4, 2093-2098.

F

42. Fabien, N. (2004) "modélisation numérique de la biodégradation des composés organochlorés dans les aquifères fondée sur des expérimentations in situ le cas des chlorothènes" Université Louis Pasteur Strasbourg Institut de Mécanique des fluides et des solides UMR 7507 ULP-CNRS Institut Franco-allemand de recherche sur l'environnement, Antenne de Strasbourg
43. Fahid, K.J. Rabah. (2003) "Denitrification of high-strength nitrate wastewater using fluidized-bed biofilm reactors". Thesis, University of Nebraska. United State Of American.
44. Fahid, K.J. Rabah., Mohamed F. Dahab (2004) "Biofilm and biomass characteristics in high-performance fluidized-bed biofilm reactors" *Wat Res* 38. 4262-4270.
45. Fan, F.-S., Hwang, S.-J And Matsuura ,A. (1984) "Hydrodynamic behaviour of a draft tube gas-liquid-solid spouted bed".*Chem.Eng.Sci.*39, 1677-1688.
46. Fan, F.-S., Leyva-Ramos. R., Wisecarver, Zehner. B.J (1990) "Diffusion of phenol through a biofilm grown on activated carbon particles in a draft-tube three-phase fluidized-bed bioreactor" *Biotechnol. Bioeng.* 35, 279-286.
47. Farrel, J et Rose, A.H. (1967) "Temperature effects on microorganisms". *A. Rev. Microbiol.* 21, 101-120.
48. Fletcher, M. (1980) "The question of passive versus active attachment mechanisms in non-specific bacterial adhesion" *Ch. 10, Proc. Symp. On Microbial Adhesion to surfaces.* University Of Reading, U.K.
49. Fruhen, M., Ford, R.M., Cummings, P.T. (1991) "Significance of spatial distribution of microbial species in mixed culture biofilms" *Water Science and Technology* 23: 1365-1374.

G

50. Gadani, V., Villon, P., Manem, J., Rittmann, B.C (1993) "A new method to solve a non steady-state multispecies biofilm model" *Bull. Math. Biol.* 55,1039-1061.

51. Gantzer, C.J. (1989) "Inhibitory substrate utilisation by steady-state biofilms". *J. Environ. Eng.* 115,302-319.
52. Gauthier .Y, Isoard .P . (1989) "L'adhésion des bactéries sur les surfaces, industries alimentaires et agricoles", 106 , (1-2), P. 31-33.
53. Geesey, G.G., Mutch, R., Costerton, J.W. (1978) "Sessile bacteria: an important component of the microbial population in small mountain streams" *Limnol.Oceanogr.* 23, 1214-1223.
54. Gjaltema, A., Van Der Mard, N., Van Loosdrecht, M.C, M., Heijnen, J.J (1997) "Adhesion and biofilm development on suspended carriers in airlift reactors: hydrodynamic conditions versus surface characteristics". *Biotechnol. Bioeng*, 55,880-889.
55. Gonzalez, G., Herrera, M.G., Garcia, M.T. Pena M.M (2000) "Biodegradation of phenol in a continuous process: comparative study of stirred tank and fluidized-bed bioreactors". *Bioresource Technology* 76.245-251.
56. Green, M.B., Cooper, B, E., Jenkins, S.H. (1965) "The growth of microbial film on vertical screens dosed settled sewage" *Int. Jour. Air Wat. Pollut.* 9, 807-821.
57. Gujer, W., Wanner, O (1985) "Numerical simulation of mixed-culture biofilm discussion" *Journal Of Environment Engineering* 111 (4): 548-549.

H

58. Hamlil, Tahar., N (2005) "Traitement biologique des eaux contaminées par les hydrocarbures dans un bioréacteurs à lit fluidise triphasique" Mémoire de Magister en génie des procédés option procédés chimiques et environnement. Université science technologie Hourri Boumediene.
59. Haibo,Y., Rittmann, B.E (1997) " Predicting bed expression and phase hold-ups for three –phase fluidized bed reactors with and without biofilm" Chemical Engineering and Civil Engineering North-western University , Evanston, USA. Elsevier Science Ltd
60. Haibo, Y. (1998) "Kinetics of removing volatile organic compounds from gas streams using three –phase biofilm reactors". Thesis, University United State of American.
61. Haldane, J.B.S. (1930) "Enzymes" Longmans, *Green* and Co., Ltd., London.
62. Hartmann, L. (1967). "Influence of turbulence on the activity of bacterial slimes". *Jour .WPCF.* 39, 958-964.
63. Heath, M.S., Wirtel, S.A et Rittmann,B.E. (1990) "Simplified design of biofilm processes using normalized loading curves" *Research Journal of Water Pollution Control Federation* 62: 185-192.

64. Heijnen, J.J., Mulder, A., Weltervrede, R., Hols, P.H., Leeuwen, H.L.J.M (1990) “Large-scale anaerobic/aerobic treatment of complex industrial wastewater using immobilized biomass in fluidized bed and air-lift suspension reactors” *Chem.Eng.Technol.* 13.202-208.
65. Hendricks, C.W (1974) “Sorption of heterotrophic and enteric bacteria to glass surfaces in the continuous culture of river water”. *Appl. Microbiol.* 28, 527-578.
66. Henze, M., Harremoës, P.(1983) “Anaerobic treatment of wastewater in fixed film Reactors”- a Literature Review. *Water Science and Technology*, 15(Copenhagen), 1-101.
67. Henze, M., Harremoës, P., Jansen, J.C., Arvin, E., (1997) “Wastewater treatment”: *Biological and Chemical Processes*, second Edition. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
68. Hermanowicz S.W . . . , Cheng Y.W. (1990). “Biological Fluidized Bed Reactor; Hydrodynamics, Biomass Distribution and Performance” *.Wat. Sci. Tech.*, 22 (1-2), 193-202.
69. Heukelekian, H. (1956) “Slime formation in sewage iii. nature and Composition of slimes”. *Sewage Ind. Wastes.* 28, 206-210.
70. Hirata, A., Hibiya, K., Nagai, J., Tsuneda, S. (2004) “Simple prediction of oxygen penetration depth in biofilms for wastewater treatment”, *Biochemical Engineering Journal*, Vol. 19, 61-68.
71. Hoehn, R.C., Ray, A.D (1973) “Effects of thickness on bacterial film” *Jour.WPCF* 45, 2302-2320.
72. Hoehn, R.C., Ray .A.D (1973) “Effects of thickness on bacterial film”. *J.Wat. Pollut. Control Fed.* 45, 3202-2320.
73. Horn, H., Hempel .D.C., (1997) “Substrate Utilisation and Mass Transfer in an Autotrophic Biofilm System Experimental Results and Numerical Simulation. *Biotechnol. Bioeng.* 53, 363-371.”

J

74. Janning, K.F., Harremoes, P., Nielsen, M (1995) “Evaluating and modelling the kinetics in a full scale submerged denitrification filter” *Water Science and Technology* 32(8): 115-123.

K

75. Kim,H., Petre,R., Jaffé Lily ,Y.Young .2004
76. Kissel, J.C., McCarty P.L., Street, R.L (1984) “Numerical simulation of mixed-culture biofilm” *J. Environ. Div. ASCE* 110, 393-411.

77. Kissel, J.C., McCarty, P.L., Street, R.L (1984) "Numerical simulation of mixed-culture biofilm" *Journal of Environment Engineering* 110 (2): 393-411.
78. Kissel, J.C., McCarty, P.L., Street, R.L (1985) "Numerical simulation of mixed-culture biofilm"- Closure, *Journal of Environment Engineering* 111 (2): 549-551.
79. Koch, B., M. Ostermann, H.H and Hempel. D.C (1991) " Sand and activated carbon as biofilm carriers for microbial degradation of phenols and nitrogen-containing aromatic compounds" *Wat,Res.*25.
80. Kornegay, B.H., Andrews, J.F. (1968) "Kinetics of fixed film biological reactors". *Jour.WPCF.* 40, 460-468.
81. Kornegay, B.H and Healy, J.W. (1974) "Kinetics of fixed film biological reactors". *Jour. WPCF.* 40, 460-468.
82. Kornegay, B.H. , Andrews, J.F. (1967) "Characteristics and kinetics of biological film reactors" *FWPCA Final Report*, Research Grant WP-01181, *Dept. Envi. Systems Eng.*, Clemson Univ., Clemson, S.C.

L

83. La Motta, E.J (1974) "Internal diffusion and reaction in biological films" *Envi. Sci. and Tech.*, 10.765-769.
84. Langworthy, T.A. (1978) "Microbial life in extreme ph values" Ch. 7, In: *Microbial Life in Extreme Environments*, D.J. Kushner, Ed., Academic Press .1978, and 279-377.
85. Lappin-Scott. H.M., Costeron J.W. (1995). "Microbial biofilms" in *Plant and Microbial Biotechnology Research Series 5*, (Cambrige University Press, 1995).
86. Leslie Grady, C. P., Daigger, G. T., Lim, H. C. (1999) "Biological wastewater treatment", 2nd Ed., Marcel Dekker, Inc., New York.
87. Lewandowski, Z, Stoodley, P., Altobelli, S (1995) "Experimental and conceptual studies on mass transport in biofilms" *Water Science and Technology* 31(1):153-162.
88. Lewandowski, Z., Stoodley, P., Altobelli, S., Fukushima, E (1994) "Hydrodynamics and kinetics in biofilm systems-recent advances and new problems" *Water Science and Technology* 29(10-11):223-229.
89. Lewandowski, Z., Stoodley, P (1995) "Flow induced vibrations, drag force, and pressure drop in conduits covered with biofilm" *Water Science and Technology* 32(8):19-26.
90. Livingston, A.G., Chase H.A (1989) "Modeling phenol degradation in fluidized-bed bioreactor" *AICHE.J.* 35. 1980-1992.

91. Livingston, A.G. (1991) "Biodegradation of 3, 4-dichloroaniline in a fluidized-bed bioreactor and a steady-state biofilm" *Biotechnol.Bioeng.*38, 260-272.
92. Loe T.Mulcahy., Wen K. Shieh. (1985) "Fluidized and reactor biomass characteristics of the denitrification fluidized bed biofilm reactor" *Wat Res* 21.451-458.

M

93. Marrot, B., Barrios-Martinez, A., Moulin, P., Roche, N., "Biodegradation of high phenol concentration by activated sludge in an immersed membrane bioreactor", *Biochemical Engineering Journal*, Vol. 30, No. 2, 174-183 (2006).
94. Marshall, K.C. (1976) "interfaces in Microbial Ecology" *Harvard Univ. Press*, Cambridge, Mass.
95. Marshall, K.C., Scott, R., Mitchell, R. (1971) "Mechanisms of the initial events in the sorption of marine bacteria to surfaces". *Jour. Gen. Microbial.* 68.337.
96. Massol-Doya , A ., Whallon, J., Hickey,R,F.,Tiedje,J.M.(1995) "Channel structures in aerobic biofilms of fixed-film reactors treating contaminated groundwater" *Appl.Environ.Microbiol.*61,769-777.
97. Mulcahy, L.T., Sheih, W, K. (1987) "Fluidization and reactor biomass characteristics of the denitrification fluidized bed biofilm reactor" *Wat. Res.*21, 451-458.
98. McKinney, R.E. (1962) "Microbiology for Sanitary Engineers", McGraw-Hill Book Co., Inc., New York, N.Y.
99. Monod, J. (1949) "The Growth of bacteria cultures.ann.rev" *Microbial.*3.371.
- 100.Mowla, D., Ahmadi, and M. (2007) "Theoretical and experimental investigation of biodegradation of hydrocarbon polluted water in a three phase fluidized-bed bioreactor with PVC biofilm support» *Biochemical Engineering Journal*, doi: 10.1016/J.Bej.2007.02.031.

N

101. Nicolella .C, Conerti. A., Di Felice, R., Rovatti, M., (1995) "The estimation of solid size and density in liquid fluidised-bed biological reactors". *Chem. Eng Sci.*, 50, 1059-1062.
102. Nicolella, C., Di Felice, R., Rovatti, M., (1996) "Biomass concentration in fluidized bed biological reactors". *Chem Eng Sci.*, 31, 936-940.

O

103. Okabe, S., Hiratia, K., Watanabe, Y (1995) "Dynamic changes in spatial microbial distribution in mixed-population biofilms: experimental results and model simulation" *Water Science and Technology* 32(8): 67-74.

104. Okabe, S., Yasuda, T., Watanabe, Y. (1997) "Uptake And Release Of Inert Fluorescence Particles By Mixed Population Biofilms" *Biotechnology And Bioengineering* 53(5):459-469.
105. Onysko, K. A., (1999) "Unsteady-State Behaviour Of Immobilized-Cell Fluidized-Bed Bioreactor For Phenol Biodegradation". Thesis, Waterloo, Ontario, Canada.

P

106. Park, Y., Davis, M.E, Wallis, D.A (1984) "Analysis of a continuous, aerobic, fixed, aerobic, fixed-film bioreactor .ii. Dynamic behavior" *Biotechnol. Bioeng.* 26, 468-476.
107. Patoine, M-C. (1989) "Low-temperature biodegradation of phenol in an immobilized-cell fluidized bed reactor" M.A.Sc. Thesis. University of Waterloo, Waterloo, Ontario, Canada.
108. Pethica, R. (1980) "Microbial and cell adhesion" Ch. 1, *Proc. Symp. On Microbial Adhesion to Surfaces*, Univ. Of Reading, U.K.
109. Pirt, S, J. (1965) "The Maintenance energy of bacteria in growing cultures". *Proc.Roy.Soc.Serb.* 163, 224-231.
110. Prasanna Lakshmi, L., Pydi Setty, Y (2008) "Liquid-solid mass transfer in a two phase fluidized bed bioreactor". *Chemical Engineering Journal* 135-140.

R

111. Rajagopalan, S., (1998) "Modelling studies in biofilm processes". Thesis, New Mexico State University. Las Cruces, New Mexico. United State Of American.
112. Reichert, P., Ruchti, J ., Wanner, O (1990) "BIOSIM, an interactive program for the simulation of the dynamics of mixed culture biofilm systems on a personal computer" Swiss *Federal Institute for Water Resources and Water Pollution Control*, Swiss Federal Institute of Technology, CH-8600 Dubendorf, Switzerland.
113. Reid, G.W., Assenzo, J.R. (1960) "Biological Slimes". *Proc. 3rd Conf. On Biological Waste Treatment*, Manhattan College.
114. Rittmann, B.E., McCarty, P.L. (1978) "Variable-Order Model of Bacterial-Film Kinetics" *Journal of the Environmental Engineering Division*, ASCE 104 (EE5): 889-900.
115. Rittmann, B.E (1982) "The effect of shear stress on biofilm loss rate" *Biotechnology and Bioengineering* 24: 501-506.

116. Rittmann, B.E., Manem, J.A (1992) "Development and experimental evolution of a steady-state, multispecies biofilm model" *Biotechnology and Bioengineering* 39:914-922.
117. Rittmann, B.E., McCarty, P.L. (1980a) "Evaluation of steady-state biofilm" *Biotechnology and Bioengineering* 22: 2359-2373.
118. Rittmann, B.E., McCarty, P.L. (1980b) "Model of steady-state biofilm kinetics" *Biotechnology and Bioengineering* 22: 2343-2357.
119. Rittmann, B.E., McCarty, P.L. (1981) "Substrate flux into biofilms of any thickness" *Journal of the Environmental Engineering Division, ASCE* 107 (EE4): 831-849.
120. Rittmann, B.E. (1982) "The effect of shear stress on biofilm loss rate", *Biotechnol. Bioeng.* 24, 501-506.
121. Rittmann, B.E., Trinet, F., Amar, Chang, H.T. (1992) "Measurement of the activity of a biofilm: effects of surface loading and detachment on a three-phase, liquid-fluidized-bed reactor" *Wat. Sci. Technol.*26-585-594.
122. Rittmann, B.E., Mccarty.P.L (1981) "Substrate flux into biofilm of any thickness" *J.Environ.Div.ASCE* 107,831-849.
123. Robinson, J.A., Trulear, M.G., Characklis, W.G. (1984) "Cellular Reproduction and Extracellular Polymer Formation by *Pseudomonas Aeruginosa* in Continuous Culture" *Biotechnol.Bioeng.*26, 1409-1417.
124. Ruchti, J., Wanner, O., Reichert, P (1991) "BIOSIM. simulation of the dynamics of mixed culture biofilm systems" *Environemental Software* 6(1):29-33.
125. Ryhiner, G., Petrozzi, S., Dunn, I.J. (1988) "Operation of a three -phase biofilm fluidized sand bed reactor for aerobic wastewater treatment" *biotechnol.Bioeng.*32, 667-688.

S

126. Saez, P.B And Rittmann, B.E (1988) "Improved pseudo analytical solution to steady-state biofilm kinetic" *Biotechnology and Bioengineering* 32: 379-385.
127. Saez, P.B., Rittmann, B.E (1990) "Error analysis of limiting-case solutions to the steady-state biofilm model" *Water Research* 24(10):1181-1185.
128. Saez, P.B ., Rittmann, B.E (1992) "Accurate pseudo analytical solution for steady-state biofilms" *Biotechnology And Bioengineering* 32: 970-793
129. Sanders, W. M., 3rd. (1966) "Oxygen Utilisation by Slime Organisms in Continuous Culture" *Int. Jour. Air Wat. Pollut.* 10, 253-276.

130. Sanders, W.M. 3rd. (1964) "The relationship between the oxygen utilisation of heterotrophic slime organisms and the wetted perimeter" Ph.D. Dissertation, The John Hopkins University, MD, 1964.
131. Sanders, W.M., 3rd. Bungay, H.R., Whalen, W.J., (1971) "Oxygen microprobe studies of microbial slime films" *Chemical Engineering Symposium*. 67. 69-74.
132. Sébastien Michaud M. (2001) "Etude hydrodynamique et biologique d'un procédé de méthanisation a biofilm: le réacteur a lit turbule inverse" Thèse, Université de Toulouse, France.
133. Sheih W.K., Sutton P.M. And Kos P. (1981). "Predicting reactor biomass concentration in a fluidized-bed system". *J. Water Pollut. Control Fed.*, 53 (11), 1574-1584.
134. Shuler, M.L and Kargi, F. (1992) "Bioprocess engineering: basic concepts. Prentice hall", *Englewood Cliffs. NJ*.
135. Srinanthakumar, S. (1982) "Organic carbon degradation in the east Gallatin river with biofilm kinetics" Montana State university Microfilms international 300 N. Zeeb Road, Ann Arbor, M1 48106 .United state of America
136. Stevens, D.K., Berthouex, P.M., Chapman, T.W (1989) "Dynamic model of nitrification in fluidized-bed" *J. Environ. Div. ASCE* 115,910-929.
137. Stewart, P.S (1994) "Biofilm accumulation model that predicts antibiotic resistance of *pseudomonas aeruginosa* biofilms" *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* 38 (5): 1052-1058.
138. Suidan, M.T., Rittmann B.E., Traegner. U.K. (1987) "Criteria establishing biofilm kinetic Types». *Wat. Res.* 21, 491-498.
139. Szego, S., Cinnella, P., Cunningham, A.B (1993) "Numerical simulation of biofilm processes in closed conduits" *Journal Of Computational Physics* 108: 246-263..
140. Szego, S., Cinnella, P., Cunningham, A.B (1993) "On finite-volume techniques for unsteady, multiphase, reactive flows: biofilms in closed conduits" *A Collection of Technical Papers: 11th AIAA Computational Dynamics Conference*, Pp. 315-327.

T

141. Tang, W.T., Wisecarver, K., Fan, L-S., (1987) "Dynamic of a draft tube gas-liquid-solid fluidized bed bioreactor for phenol degradation". *Chem Eng Sci.* 42.2143-2134.
142. Tomlinson, T.G., Snaddon, D.H.M. (1966) "Biological oxidation of sewage by films of micro-organisms" *Int. Jour. Air and Water Pollut.* 10, 865-881.

143. Trinet, F., Heim, R., Amar, D., Chang, H.T., Rittmann, B.E. (1991) "Study of biofilm and fluidization of bioparticles in three-phase liquid fluidized bed reactor" *Water Science and Technology*, 23 (Kyoto), 1347-1354.
144. Trulear, M.G., Characklis, W.G. (1980) "Dynamics Of Biofilm Processes" Presented At The 53rd Annual Conference of the WPCF, Las Vegas, Nevada.
145. Tsai, Hsun-Hao., Ravindran, V., Pibazari, M (2005) "Model for predicting the performance of membrane bioadsorber reactor process in water treatment applications". *Chem Eng Sci.* 60 5620-5636.
146. Tsuneda, S., Auresenia, J., Morise, T., Hirata, A. (2002) "Dynamic modelling and simulation of a three fluidized bed batch process for wastewater treatment" *Process Biochemistry* 38.599-604.
147. Tsuneda, S., Auresenia, J., Inue, Y., Hashimoto, Y., Hirata, A. (2001) "Kinetic model for dynamic response of three-phase fluidized bed biofilm reactor for wastewater treatment" *Biochemical Engineering* 10 .31-37.
148. Tzu-Yang Hsien, A., Yen-Hui Lin (2005) "Biodegradation of phenolic wastewater in a fixed biofilm reactor" *Biochemical Engineering Journal* 27. 95-103.

V

149. Van Loosdrecht, M. C. M ., Tijhuis , L ., Wijdieks, A.M.S ., Heijnen,J.J. (1995) "Population distribution in aerobic biofilms on small suspended particles" *Wat.Sci. Technol.* 31,163-171,
150. Van Loosdrecht, M.C., Tijhuis, L., Wijdieks, A.M.S. And Heijnen, J.J (1994) "Population distribution in aerobic biofilms on small suspended particles" *Water Science and Technology* 31(1):163-171.
151. Van Loosdrecht, M.C.M., Eikelboom. D., Gjaltema, A., Mulder, A., Tijhuis, L and Heijnen, J.J (1995) "Biofilm Structures" *Wat. Sci. Technol.* 32, 35-43.
152. Venu Vinod, A., Venkat Reddy, G. (2005) "Simulation of biodegradation process of phenolic wastewater at higher concentration in a fluidized-bed bioreactor" *Biochemical Engineering* 24 1-10.
153. Venu Vinod, A., Venkat Reddy, G. (2006) "Reddy mass transfer correlation for phenol biodegradation in a fluidized bed bioreactor". *Journal Of Hazardous Materials B* 136 .727-734.
154. Victor-Hugo Grisales, P. (2007) " Modélisation et commande floues de type Takagi-Sugeno appliquées à un bioprocédé de traitement des eaux usées" Doctorat de l'Université Paul Sabatier- Toulouse III et l'université de los Andes, Colombie

W

155. Wagner, K., Hempel, D.C (1988) "Biodegradation by immobilized bacteria in an airlift-loop reactor-influence of biofilm diffusion limitation" *Biotechnol. Bioeng.* 31,559-566.

156. Wanner, O (1989) "Modelling population dynamics" In W.G. Characklis and P.A. Wilder (Eds), *Structure and Function of Biofilms*, Life Sciences Research Reports, John Wiley & Sons, Inc., New York, Pp.91-110.
157. Wanner, O (1994) "Modeling of mixed-population biofilm accumulation" In G.G. Geesey, Z. Lewandoski and H.-C. Flemming (Eds), *Biofouling and Biocorrosion In Industrial Water Systems*, Lewis Publishers, Ann Arbor, Michigan, Pp. 37-62.
158. Wanner, O (1995) "New experimental findings and biofilm concepts" *Water Science and Technology and Bioengineering* 47: 703-712.
159. Wanner, O And Gujer, W. (1986) "A multispecies biofilm model" *Biotechnology and Bioengineering*.28, 314-328.
160. Wardell, J.N., Brown, C.N. (1980) "A continuous culture study of the attachment of bacteria to surfaces" *Ch. 12, Proc. Symp. On Microbial Adhesion to Surfaces*, Univ. of Reading, U.K.
161. Wend, C.F (1994) "Development and evaluation of a dual substrate model for a vapour-phase bioreactor" Master's Thesis, Montana State University.
162. Whalen, W.C., Bungay, H.R., 3rd. Sanders, W.M., 3rd. (1969) "Microelectrode determination of oxygen profiles in microbial slime systems". *Env. Sci. And Tech.* 3, 1297-1298.
163. Wilkinson, J.F. (1958) "The extracellular polysaccharides of bacteria". *Bact. Rev.* 22. 46-43.
164. Williamson, K., McCarty, P.L. (1976b) "Verification studies of the biofilm model for bacterial substrate utilisation" *Journal of Water Pollution Control Federation* 48(2): 281-296.
165. Williamson, K . . . , McCarty, L, M. (1976a) "A model of substrate utilisation by bacterial" *J.Wat. Pollut. Control Fed.* 48(1) ,9-24.
166. Worden, R.M., Donaldsen, T.-L. (1987) "Dynamics of a biological fixed film for phenol degradation in a fluidized-bed bioreactor". *Biotechnol. Bioeng.* 57, 251-261.
167. Worden, R.M., Donaldson, T.L (1987) "Dynamics of biological fixed film for phenol degradation in a fluidized-bed bioreactor" *Biotechnol. Bioeng.*30, 398-412.

Z

168. Zhang, T.C., Bishop, P.L (1994) "Structure, Activity and Composition of Biofilms". *Wat. Sci. Technol.* 29, 335-344.
169. Zobell, C.E. (1943) "The Effect Of Solid Surfaces Upon Bacterial Activity" *Jour. Bact.* 46, 39-56.

LES ANNEXES

Annexe I

Développement mathématique des équations du modèle en régime transitoire

Dans la phase liquide :

En Considérant S_b , S_f les concentrations du substrat organique respectivement dans le liquide et dans le biofilm, C_b , C_f les concentrations d'oxygène et X_S la concentration de la biomasse en suspension dans le liquide, le bilan de matière écrit entre l'entrée et la sortie du bioréacteur donne les équations suivantes :

Pour le substrat organique (polluant) :

$\frac{dS_b}{dt} = D[S_0 - S_b(t)] - \left(\frac{\mu_b}{Y_g} + m \right) X_S - \frac{4\pi r_f^2 N_P k_s (S_b - S_f _{r_f})}{\varepsilon_L V_R}$	(II.1)
---	--------

Pour l'oxygène

$\frac{dC_b}{dt} = D'[C_0 - C_b(t)] - \left(\frac{\mu_b}{Y_o} \right) X_S - \frac{4\pi r_f^2 N_P k_o (C_b - C_f _{r_f})}{\varepsilon_L V_R}$	(II.2)
--	--------

Avec

$\mu_b = \frac{\mu_m C_b}{K_o + C_b} \frac{S_b}{K_s + S_b + (S_b / K_i)}$	(II.3)
---	--------

Pour la biomasse en suspension :

$\frac{dX_S}{dt} = \mu_b X_S - DX_S + \frac{4\pi N_P \rho_f r_D (r_f^3 - r_p^3)}{3\varepsilon_L V_R}$	(II.4)
---	--------

Dans le biofilm:

En considérant un transfert de masse par diffusion à travers l'interface liquide-biofilm suivi de bioréactions à l'intérieur du biofilm le bilan matière en coordonnées sphériques donne les équations suivantes :

$\frac{\partial S_f}{\partial t} = D_{Sf} \frac{1}{r^2} \left[\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial S_f}{\partial r} \right) \right] - \left(\frac{\mu_f}{Y_g} + m \right) f \rho_f$	(II.5)
--	--------

$\frac{\partial C_f}{\partial t} = D_{o,f} \frac{1}{r^2} \left[\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial C_f}{\partial r} \right) \right] - \left(\frac{\mu_f}{Y_o} \right) f \rho_f$	(II.6)
---	--------

Avec comme conditions aux limites:

$D_{Sf} \frac{\partial S_f}{\partial r} = 0$	et	$D_{of} \frac{\partial C_f}{\partial r} = 0$	à	$r = r_p$	(II.8)
--	----	--	---	-----------	--------

$D_{Sf} \frac{\partial S_f}{\partial r} = k_s \left(S_b - S_f \Big _{r_f} \right)$	et	$D_{of} \frac{\partial C_f}{\partial r} = k_o \left(C_b - C_f \Big _{r_f} \right)$	à	$r = r_f$	(II.9)
---	----	---	---	-----------	--------

Croissance et détachement du biofilm:

Le taux de variation de la masse du biofilm d'une bioparticule est donné par l'expression suivante :

$\frac{dm_{bf}}{dt} = r_{croissance} - r_{détachement}$	(II.10)
---	---------

Avec

$r_{croissance} = 4 \pi \rho_f \int_{r_p}^{r_f} \mu_f r^2 dr$	(II.11)
---	---------

Si on suppose la fraction inactive du biofilm constante, et une même vitesse de détachement pour les deux fractions active et inactive alors la vitesse de détachement pour une bioparticule est donnée par l'expression suivante :

$r_{détachement} = \frac{4}{3} \pi \left(r_f^3 - r_p^3 \right) \rho_f r_D$	(II.12)
---	---------

Et puisque la densité du biofilm est supposée constante la variation du volume est égale à la variation de la masse alors :

$4 \pi r_f^2 \rho_f \frac{dr_f}{dt} = \frac{dm_{bf}}{dt}$	(II.13)
---	---------

Ainsi la vitesse de croissance du biofilm dans la direction radiale est donnée par l'expression suivante :

$$\frac{dr_f}{dt} = \frac{1}{r_f^2} \left[\int_{r_p}^{r_f} \mu_f r^2 dr - \frac{1}{3} (r_f^3 - r_p^3) r_D \right] \quad (\text{II.14})$$

Le profil de concentration du substrat dans le biofilm S_f est supposé suivre une allure parabolique telle que :

$$S_f = a'(r - r_p)^2 + b'(r - r_p) + c' \quad (\text{II.15})$$

alors

$$\frac{\partial S_f}{\partial r} = 2a'(r - r_p) + b' \quad (\text{II.16})$$

et puisque

$$\frac{\partial S_f}{\partial r} = 0 \text{ à } r = r_p \text{ ainsi } b' = 0 \quad (\text{II.17})$$

$$\text{à } r = r_f \quad D_{Sf} \frac{\partial S_f}{\partial r} = k_s (S_b - S_f|_{r_f}) \quad (\text{II.18})$$

En combinant les équations précédentes on obtient :

$$c' = S_b - a'(r_f - r_p)^2 - 2a' \frac{D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \quad (\text{II.19})$$

En remplaçant l'expression de c' dans l'équation (II.15) on obtient l'expression suivante :

$$S_f = a' \left[(r - r_p)^2 - (r_f - r_p)^2 - 2 \frac{D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \right] + S_b \quad (\text{II.20})$$

Ainsi

$$\frac{\partial S_f}{\partial r} = 2a'(r - r_p) \text{ et } \frac{\partial^2 S_f}{\partial^2 r} = 2a' \quad (\text{II.21})$$

A partir de l'équation (II.20), il vient :

$$S_f|_{r_f} = S_b - 2a' \frac{D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \quad (\text{II.22})$$

En tenant compte du bilan matière du substrat dans le biofilm :

$\frac{dS_b}{dt} = D[S_0 - S_b(t)] - \left(\frac{\mu_b}{Y_g} + m \right) X_S - \frac{8\pi r_f^2 N_p a' D_{Sf} (r_f - r_p)}{\varepsilon_L V_R}$	(II.23)
---	---------

En multipliant l'équation (II.15) par r^2 on obtient :

$\frac{\partial r^2 S_f}{\partial t} = D_{Sf} \left[\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial S_f}{\partial r} \right) \right] - \left(\frac{\mu_f}{Y_g} + m \right) r^2 f \rho_f$	(II.24)
--	---------

En intégrant par rapport à r

$\int_{r_p}^{r_f} \frac{\partial r^2 S_f}{\partial t} dr = \int_{r_p}^{r_f} D_{Sf} \left[\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial S_f}{\partial r} \right) \right] dr - \int_{r_p}^{r_f} \left(\frac{\mu_f}{Y_g} + m \right) r^2 f \rho_f dr$	(II.25)
--	---------

L'équation (II.25) sera développée terme par terme.

Le terme **I** : $\int_{r_p}^{r_f} \frac{\partial r^2 S_f}{\partial t} dr$ et le terme **II** : $\int_{r_p}^{r_f} D_{Sf} \left[\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial S_f}{\partial r} \right) \right] dr$

En appliquant la règle de Leibnitz au terme I, on obtient :

$\int_{r_p}^{r_f} \frac{\partial r^2 S_f}{\partial t} dr = \frac{d}{dt} \int_{r_p}^{r_f} r^2 S_f dr - \frac{dr_f}{dt} r_f^2 S_f \Big _{r_f}$	(II.26)
--	---------

La substitution des expressions de S_f et de $S_f|_{r_f}$ donne :

$\int_{r_p}^{r_f} \frac{\partial r^2 S_f}{\partial t} dr = \frac{d}{dt} \int_{r_p}^{r_f} r^2 \left\{ a' \left[(r - r_p)^2 - (r_f - r_p)^2 - 2 \frac{D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \right] + S_b \right\} dr - \frac{dr_f}{dt} r_f^2 \left[S_b - 2a' \frac{D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \right]$	(II.27)
--	---------

Le développement et l'intégration donne :

$\int_{r_p}^{r_f} \frac{\partial r^2 S_f}{\partial t} dr = \frac{d}{dt} \left(\begin{aligned} &a' \left(\frac{r_f^5 - r_p^5}{5} - \frac{r_f^4 - r_p^4}{2} r_p + \frac{r_f^3 - r_p^3}{3} r_p^2 \right) \\ &- a' \left[\frac{2D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) + (r_f - r_p)^2 \right] \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right) \\ &+ S_b \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right) \end{aligned} \right) - \frac{dr_f}{dt} r_f^2 \left(S_b - \frac{2a' D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \right)$	(II.28)
--	---------

On définit θ_1 par l'expression suivante :

$\theta_1 = a' \left(\frac{r_f^5 - r_p^5}{5} - \frac{r_f^4 - r_p^4}{2} r_p + \frac{r_f^3 - r_p^3}{3} r_p^2 \right) - a' \left[\frac{2D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) + (r_f - r_p)^2 \right] \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right) + S_b \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right)$	(II.29)
--	---------

Ainsi :

$\int_{r_p}^{r_f} \frac{\partial r^2 S_f}{\partial t} dr = \frac{d\theta_1}{dt} - \frac{dr_f}{dt} r_f^2 \left[S_b - \frac{2a' D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \right]$	(II.30)
--	---------

Et en utilisant l'équation (II.20) et après intégration le terme II s'écrit comme suit

$\int_{r_p}^{r_f} D_{Sf} \left[\frac{\partial}{\partial r} \left(r^2 \frac{\partial S_f}{\partial r} \right) \right] dr = 2a' D_{Sf} (r_f^3 - r_f^2 r_p)$	(II.31)
---	---------

A la fin :

$\frac{d\theta_1}{dt} = 2a' D_{Sf} (r_f^3 - r_f^2 r_p) + \frac{dr_f}{dt} r_f^2 \left[S_b - \frac{2a' D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \right] - f \rho_f \int_{r_p}^{r_f} \left(\frac{\mu_f}{Y_g} + m \right) r^2 dr$	(II.32)
---	---------

Avec

$$a' = \frac{\theta_1 - S_b (r_f^3 - r_p^3) / 3}{\left(\frac{r_f^5 - r_p^5}{5} - \frac{r_f^4 - r_p^4}{2} r_p + \frac{r_f^3 - r_p^3}{3} r_p^2 \right) - \left[\frac{2D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) + (r_f - r_p)^2 \right] \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right)} \quad (\text{II.33})$$

Si le même raisonnement est adopté pour l'oxygène on obtient les équations suivantes :

$$C_f = a'' (r - r_p)^2 + b'' (r - r_p) + c'' \quad (\text{II.34})$$

$$\frac{dC_b}{dt} = D' [C_0 - C_b(t)] - \left(\frac{\mu_b}{Y_o} \right) X_S - \frac{8\pi r_f^2 N_p a'' D_{of} (r_f - r_p)}{\varepsilon_L V_R} \quad (\text{II.35})$$

Si on définit θ_2 par l'expression suivante :

$$\theta_2 = a'' \left(\frac{r_f^5 - r_p^5}{5} - \frac{r_f^4 - r_p^4}{2} r_p + \frac{r_f^3 - r_p^3}{3} r_p^2 \right) - a'' \left[\frac{2D_{of}}{k_o} (r_f - r_p) + (r_f - r_p)^2 \right] \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right) + C_b \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right) \quad (\text{II.36})$$

Alors,

$$\frac{d\theta_2}{dt} = 2a'' D_{of} (r_f^3 - r_f^2 r_p) + \frac{dr_f}{dt} r_f^2 \left[C_b - \frac{2a'' D_{Sf}}{k_s} (r_f - r_p) \right] - f \rho_f \int_{r_p}^{r_f} \left(\frac{\mu_f}{Y_o} \right) r^2 dr \quad (\text{II.37})$$

Avec

$$a'' = \frac{\theta_2 - C_b (r_f^3 - r_p^3) / 3}{\left(\frac{r_f^5 - r_p^5}{5} - \frac{r_f^4 - r_p^4}{2} r_p + \frac{r_f^3 - r_p^3}{3} r_p^2 \right) - \left[\frac{2D_{of}}{k_o} (r_f - r_p) + (r_f - r_p)^2 \right] \left(\frac{r_f^3 - r_p^3}{3} \right)} \quad (\text{II.38})$$

Annexe II

Code de MATLAB Pour la résolution des équations différentielles du modèle

```
%DYNAMIC (t,y) returns the state derivatives of the unsteady state ICFBR
model.
% Return tspan, y0, and options.
%run by taping (t,y)=ODE15s ;[interval],initial guesses
'for',sb,xs,rf,tetal,teta2.
% t time

global d np vr mumax ks ki yg m dsf rof ff rd kss epsl rp ko dof koo yo c0

d=1.51;%h-1
s0=0.45;%mg/cm3
np=6369;
vr=728.28;%cm3
mumax=0.119;%h-1
ks=5.27e-3;%mg/cm3
ki=377e-3;%mg/cm3
yg=1.39;%mg/mg
m=0.01;%h-1
dsf=0.0056952;%cm2/h
rof=290;%mg/cm3
ff=0.83;
rd=0.024;%h-1
kss=39.6;%cm/h
epsl=0.465;
rp=0.0141;%cm
ko=0.1e-3;%mg/cm3
dof=0.090;%cm2/h
koo=27.72;%cm/h
yo=2.95;%mg/mg
c0=5e-3;%mg/cm3
y0=[0.2 3e-3 140e-3 0 0 0.0145];
t=[0 40];

%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%%

sum1=0;
sum2=0;
sum3=0;
i=0;
for r=rp:(y(6)-rp)/100:y(6);
    i=i+1;
    sf=y(1)+a*((r-rp)^2-2*dsf*(y(6)-rp)/kss-(y(6)-rp)^2);
    cf=y(2)+aa*((r-rp)^2-2*dof*(y(6)-rp)/koo-(y(6)-rp)^2);
    muf=mumax*sf/(ks+sf+sf^2/ki)*(cf/(ko+cf));
    mub=mumax*y(1)/(ks+y(1)+(y(1)^2)/ki)*y(2)/(ko+y(2));
    sum1=sum1+muf*r^2*(y(6)-rp)/100;
    sum2=sum2+(muf/yg+m)*r*r*(y(6)-rp)/100;
    sum3=sum3+(muf/yo)*r*r*(y(6)-rp)/100;
end;
integ=1/y(6)^2*(sum1-1/3*(y(6)^3-rp^3)*rd);
group1=2*dsf*a*y(6)^2*(y(6)-rp)-ff*rof*sum2;
group2=2*dof*aa*y(6)^2*(y(6)-rp)-ff*rof*sum3;
dy(1,1)=- (mub/yg+m)*y(3)-4*pi*(y(6))^2*np*2*dsf*a*(y(6)-rp)/(vr*epsl);
```

Modélisation d'un bioréacteur triphasique (gaz-liquide-solide)

```
dy(2,1)=d*(c0-y(2))-(mub/yo)*y(3)-4*pi*(y(6))^2*np*2*dof*aa*(y(6)-  
rp)/(vr*eps1);  
dy(3,1)=mub*y(3)+4*pi*(y(6)^3-rp^3)*np*rof*rd/(3*vr*eps1);  
dy(4,1)=(group1+integ*sfrf*y(6)^2);  
dy(5,1)=(group2+integ*sfrf1*y(6)^2);  
dy(6,1)=integ;
```

INTERNATIONAL JOURNAL OF CHEMICAL
REACTOR ENGINEERING

Volume 6

2008

Article A11

**Modelling Three-Phase Fluidized Bed
Bioreactor for Wastewater Treatment**

Leila Boumehti Toumi*

Maamar Fedailaine†

Khedidja Allia‡

*University of Science and Technology "Houari Boumedienne", leila.toumi@yahoo.fr

†University of Science and Technology "Houari Boumedienne", fedailainem@yahoo.fr

‡University of Science and Technology "Houari Boumedienne", khedidjaallia@yahoo.fr

ISSN 1542-6580

Copyright ©2008 The Berkeley Electronic Press. All rights reserved.

Modelling Three-Phase Fluidized Bed Bioreactor for Wastewater Treatment

Leila Boumehdi Toumi, Maamar Fedailaine, and Khedidja Allia

Abstract

Economically and technically interesting, the bioreactor phenomena are studied on both micro (pore and particle size) and macro (bioreactor) levels, to describe synergetic between bio-dynamics and physicochemical dynamics. Still, the three-phase bioreactors modelling remains complex. It requires taking into account numerous factors: the pollutant biodegradation rate in the biofilm, the reactant interfacial gas-liquid and liquid-solid mass transfer, the biofilm composition and growth, the granular structure and all the transfer phenomena occurring between phases in presence. The aim of this paper is to present a model based on biofilm composition and growth, the fluidized bed structure and its hydrodynamics. The simulation results are compared with our experimental data obtained for a biological treatment, carried out in three-phase fluidized bed reactor for hydrocarbons removal from refinery wastewaters. The equipment used is laboratory scale and the obtained results show that we could degrade hydrocarbons efficiently.

KEYWORDS: biological treatment, refinery wastewaters, three-phase fluidized bed G/L/S