

# INHALTSVERZEICHNIS

<b>1 EINLEITUNG</b>	<b>10</b>
1.1 Definition von Tensiden	10
1.2 Chemisch synthetisierte Tenside	12
1.3 Einsatzgebiete chemisch synthetisierter Tenside	14
1.4 Biotenside der höheren Zelle	14
1.5 Schwerpunkte des vorliegenden Buches	15
<b>2 MIKROBIELLE BIOTENSIDE</b>	<b>17</b>
2.1 Biotechnologische Aspekte	17
2.2 Surfactin und Emulsan	20
<b>3 GRUNDLAGEN DER MIKROBIELLEN GLYCOLIPIDBILDUNG</b>	<b>23</b>
3.1 Screening	23
3.2 Tensid-Test	24
3.3 Allgemeines zur mikrobiellen Kultivierung	25
3.4 Isolierung, Strukturaufklärung und quantitative Produktbestimmung	27
3.5 Biosynthese der Precursormoleküle	28
3.5.1 Biosynthese von Fettsäuren aus Glucose	28
3.5.2 Biosynthese von Fettsäuren aus n-Alkanen	29
3.5.3 Biosynthese des Kohlenhydratanteils	30
3.6 Regulatorische Mechanismen bei der Biotensidsynthese	32

3.7 Physiologische Rolle von Biotensiden	33
--	----

## 4 GLYCOLIPIDE AUS BIOTECHNOLOGISCHEN PROZESSEN

	35
4.1 Trehalose- und andere mycolsäurehaltige Glycolipide	35
4.1.1 Mikrobielle Produzenten und Molekülstrukturen	35
4.1.2 Biosynthese-Studien	40
4.1.3 Mikrobielle Produktion	41
4.1.3.1 Nichtionische Trehaloselipide	41
4.1.3.2 Nichtionische Glucose-, Fructose- und Saccharoselipide	42
4.1.3.3 Anionische Trehaloselipide	43
4.1.3.4 Biotransformationen (Transfer von Corynomycolsäuren)	48
4.1.4 Chemische Synthese	50
4.1.5 $\alpha,\alpha'$ -D-Trehalose	51
4.1.6 Physiko-chemische Eigenschaften	51
4.1.6.1 Corynomycolsäuren	51
4.1.6.2 Zucker-corynomycolate und Acyl-Trehalosen	52
4.1.6.3 Anionische Trehaloselipide	54
4.2 Lipooligosaccharide	55
4.2.1 Übersicht über mikrobielle Produzenten und Molekülstrukturen	55
4.2.2 Lipopentaglucose bei <i>Nocardia corynebacteroides</i>	56
4.2.2.1 Mikrobieller Produzent und Molekülstruktur	56
4.2.2.2 Mikrobielle Bildung	58
4.2.2.3 Regulation	60
4.2.2.4 Tensideigenschaften	60
4.2.3 Lipooligosaccharide bei <i>Tsukamurella</i> sp. nov.	61
4.2.3.1 Mikrobieller Produzent	61
4.2.3.2 Molekülstrukturen	61
4.2.3.3 Mikrobielle Produktion	63
4.2.3.4 Tensideigenschaften	66
4.3 Rhamnoselipide	66
4.3.1 Mikrobielle Produzenten und Molekülstrukturen	66
4.3.2 Physiologische Rolle der Rhamnoselipide	68
4.3.3 Biosynthese von Rhamnoselipiden	69
4.3.4 Regulation der mikrobiellen Rhamnoselipidbildung	70
4.3.5 Genetik der Rhamnoselipid-Synthese	71
4.3.6 Mikrobielle Produktion der Rhamnoselipide	73
4.3.6.1 Batch bzw. Fed-Batch Kultivierung unter	

4.3.6.1	wachstumslimitierten Bedingungen	74
4.3.6.2	Batch-Kultivierung mit ruhenden freien Zellen	76
4.3.6.3	Semi-kontinuierliche Rhamnoselipid-Produktion mit immobilisierten Zellen	77
4.3.6.4	Kontinuierliche Kultivierung und Produktion mit freien Zellen	78
4.3.7	Chemische Synthese	79
4.3.8	L-Rhamnose und optisch-aktive 3-Hydroxydecansäure	79
4.3.9	Physiko-chemische Eigenschaften	80
4.4	3-Hydroxyfettsäure-haltige Glucoselipide	82
4.4.1	Aminolipide und Glucoselipide bei <i>Serratia</i> sp.	82
4.4.2	Glucoselipide bei <i>Alcanivorax borkumensis</i> MM1	83
4.4.2.1	Mikrobieller Produzent und Molekülstruktur	83
4.4.2.2	Biosynthese des Glucoselipids	85
4.4.2.3	Mikrobielle Kultivierung	88
4.4.2.4	Physiko-chemische Eigenschaften	90
4.5	Sophoroselipide bei <i>Candida</i> sp. (früher: <i>Torulopsis</i> sp.)	91
4.5.1	Mikrobieller Produzent und Molekülstrukturen	91
4.5.2	Biosynthese und Regulation	98
4.5.3	Mikrobielle Produktion von Sophoroselipiden aus natürlichen C-Quellen	103
4.5.3.1	Batch-, Fed-Batch-Fermentationen und Verfahren mit ruhenden Zellen	103
4.5.3.2	Self-cycling-Fermentation	107
4.5.3.3	Kontinuierliche Sophoroselipid-Produktion	107
4.5.3.4	Gewinnung neuer Sophoroselipide durch biotechnologische Maßnahmen	108
4.5.4	Oberflächenaktive Eigenschaften von nativen Sophoroselipiden	117
4.5.5	Modifizierung nativer Sophoroselipide	119
4.5.6	Sophorose und optisch-aktive Fettsäuren	121
4.6	Cellobiose- und Mannosyl-erythritollipide	121
4.6.1	<i>Ustilago</i> sp.: Cellobiose- und Mannosyl-erythritollipide	121
4.6.2	Mannosyl-erythritollipide bei anderen Gattungen	122
4.6.3	Untersuchungen mit <i>Ustilago maydis</i> ATCC 14826 und <i>Ustilago maydis</i> DSM 4500	125
4.6.3.1	Mikrobielle Produktion mit <i>Ustilago maydis</i> ATCC 14826 und DSM 4500	128
4.6.4	Grenzflächenaktive Eigenschaften der Cellobiose- und Mannosyl-erythritollipide	133

4.6.5 Sonstige Eigenschaften von <i>Ustilago maydis</i>	134
4.7 Auswahl anderer mikrobieller Glycolipide	135
4.8 Enzymatische Glycolipidbildung	138
4.8.1 Lipase- und Protease-katalysierte Veresterung von Lipiden mit Zuckern und Zuckeralkoholen, Glycosidasen	139
4.8.1.1 Katalyse in organischen Lösungsmitteln oder lösungsmittelfrei	140
4.8.1.2 Lipase-vermittelte Katalyse in Gegenwart von Adjuvantien	142
4.8.1.3 Lipase-vermittelte Katalyse unter Einsatz hydrophobisierter Zucker	142
4.8.1.4 Protease-vermittelte Katalyse in organischen Lösungsmitteln	144
4.8.1.5 Glycosidase-katalysierte Glycosylierung von Fettalkoholen mit Zuckern	145
4.8.2 Tensid-Eigenschaften der durch Enzym-Katalyse hergestellten Glycolipide	147

## 5 ANWENDUNGSPOTENTIAL BIOLOGISCHER

### GLYCOLIPIDE

156

5.1 Biotenside im Test für die tertiäre Erdölförderung	156
5.2 Biotenside im Test gegen die Ölverschmutzung der Meere	157
5.3 Biotenside im Test zur Bodensanierung (Altlasten)	159
5.3.1 Rhamnoselipide im Test zur Bodensanierung	160
5.3.2 Übrige Biotenside im Test zur Bodensanierung	161
5.4 Biologische Aktivitäten von Tensiden, insbesondere von mikrobiellen Glycolipiden	163
5.4.1 Lipopeptide	163
5.4.2 Glycolipide	164
5.5 Biologischer Abbau von (Bio)Tensiden	168

## 6 ZUSAMMENFASSUNG UND AUSBLICK

170

## 7 ABKÜRZUNGEN UND SYMBOLE

172

<b>Inhaltsverzeichnis</b>	<b>9</b>
<b>7.1 Abkürzungen</b>	<b>172</b>
<b>7.2 Symbole</b>	<b>173</b>
<b>8 LITERATURVERZEICHNIS</b>	<b>174</b>
<b>9 STICHWORTVERZEICHNIS</b>	<b>213</b>