

### XLD-Agar

(Xylose-Lysin-Desoxycholat-Agar)

Art.-Nr. CM 469

Zur Isolierung von Salmonellen und Shigellen aus klinischem Untersuchungsmaterial und Lebensmitteln. Der Nährboden entspricht den Empfehlungen der European Pharmacopeia<sup>1</sup>, der DGHM<sup>2,3</sup> sowie der DIN 38414 (DEV)<sup>4</sup>.

Typische Zusammensetzung	(g/l)
Hefeextrakt	3,0
Lysin	5,0
Xylose	3,75
Lactose	7,5
Saccharose	7,5
Natriumdesoxycholat	1,0
Natriumchlorid	5,0
Natriumthiosulfat	6,8
Eisen(III)-ammoniumcitrat	0,8
Phenolrot	0,08
Agar	12,5
pH 7,4 ± 0,2	

#### Zubereitung

53 g XLD-Agar in 1 l Aqua dest. suspendieren und unter Rühren bis zum vollständigen Lösen erhitzen. NICHT AUTOKLAVIEREN UND ÜBERHITZEN VERMEIDEN! Unmittelbar nach dem Lösen in einem Wasserbad (50°C) abkühlen lassen und Platten gießen.

Es sollten keine großen Volumina zubereitet werden, um ein Überhitzen des Nährbodens zu vermeiden.

#### Beschreibung

Xylose-Lysin-Desoxycholat-Agar wurde von Taylor<sup>5</sup> zur Isolierung und Identifizierung von Shigellen aus Stuhl beschrieben. Der Nährboden hat sich seitdem auch bei der Isolierung und vorläufigen Identifizierung sowohl von Salmonellen als auch Shigellen bewährt<sup>6</sup>.

Das Prinzip des Nährbodens beruht auf der Xylose-Verwertung, Lysin-Decarboxylierung und Schwefelwasserstoff-Bildung zur Differenzierung von Shigellen und Salmonellen von nichtpathogenen Bakterien. Bis auf Shigella, Providencia und Edwardsiella und Pseudomonas spp. zeigen fast alle Darmbakterien eine schnelle Xylose-Verwertung<sup>5</sup>. Shigellen können auf diesem Nährboden anhand der fehlenden Xylose-Verwertung (der Indikator Phenolrot schlägt nicht um) identifiziert werden. Salmonellen können von nichtpathogenen Xylose-Verwertern anhand des enthaltenen Lysins differenziert werden. Salmonellen fermentieren Xylose vollständig und decarboxylieren das Lysin; so daß sich der pH-Wert in den alkalischen Bereich verschiebt und zunächst eine Reaktion ähnlich der Shigellen imitiert. Allerdings können Salmonellen (mit Ausnahme von *S. paratyphi* A) und *Edwardsiella* spp. von Shigellen dann anhand des gebildeten Schwefelwasserstoffes (schwarze Koloniezentren) differenziert werden.

Bei der Verwertung von Lactose und Saccharose entsteht ein relativ hoher Säuregehalt. Lysin-positive Coliforme können daher den pH-Wert nicht in den alkalischen Bereich verschieben; nichtpathogene Schwefelwasser-

stoffbildner decarboxylieren Lysin nicht. Der Säuregehalt verhindert ebenfalls eine Schwärzung während der Untersuchung auf enteropathogene Keime, die innerhalb von 18–24 Stunden abgeschlossen sein sollte. Als Inhibitor ist in diesem Nährboden Desoxycholat enthalten. Die eingesetzte Konzentration erlaubt die Hemmung von Coliformen, ohne Shigellen und Salmonellen im Wachstum zu hindern.

Die Wiederauffindung von *Shigella* spp. wurde früher trotz der weiten Verbreitung von Shigellosen vernachlässigt, da nur unzureichende Isolierungsnährböden zur Verfügung standen<sup>5</sup>. Die Sensitivität und Selektivität des XLD-Agars übertrifft die der traditionellen Plattierungsnährböden wie z. B. von Eosin-Methylenblau-, Salmonella-Shigella- und Bismutsulfit-Nährböden, die eine leichte Tendenz zur Hemmung des Wachstums von Shigellen zeigen. In der Literatur wurden viele für den XLD-Agar positive Vergleiche mit anderen Nährböden veröffentlicht<sup>6,8-14</sup>.

Die Wiederauffindung von Salmonellen und Shigellen wird nicht durch üppiges Wachstum anderer Spezies verdeckt<sup>7</sup>; daher ist XLD-Agar ideal zum Screening von Untersuchungsmaterial mit Mischflora und Verdacht auf enteropathogene Keime wie z. B. bei klinischem Untersuchungsmaterial oder Lebensmitteln. Chadwick, Delisle und Byer<sup>15</sup> empfahlen den Einsatz dieses Nährbodens zur Identifizierung von *Enterobacteriaceae*.

#### Kulturverfahren

Faeces oder Rektalabstriche können entweder direkt plattiert<sup>16</sup> oder vorher selektiv angereichert und dann ausgestrichen werden. Zur Anreicherung von Salmonellen eignen sich z. B. Selenit-Lactose-Lösung (OXOID, Art.-Nr. CM 395 + LP 122) oder Tetrathionat-Bouillon (OXOID, Art.-Nr. CM 29).

1. Vorgetrocknete Platten mit einer Impföse mit Material aus einer geeigneten Anreicherung, z. B. aus Stuhlproben oder Rektalabstrichen beimpfen.
2. Platten 18-24 Stunden bei 36°C bebrüten.

#### Koloniemorphologie

- *Salmonella*, *Edwardsiella* spp.  
Rote oder gelborange gefärbte, transparente Kolonien mit schwarzen Zentren auf rotem Nährbodenhintergrund.
- *Salmonella typhi* (Xylose-positive Stämme)  
Orangefarbene, leicht opake Kolonien.
- *Shigella*, *Providencia* spp. und H<sub>2</sub>S-negative Salmonellen (z. B. *S. paratyphi* A)  
Rote, transparente Kolonien.
- *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Citrobacter*, *Serratia* spp.  
Gelbe, opake Kolonien auf gelbem Nährbodenhintergrund.

#### Lagerung und Haltbarkeit

Trockennährboden:

Fest verschlossen, lichtgeschützt, 10–25°C.

Haltbarkeit: siehe Etikett.

### Qualitätskontrolle

Positivkontrolle

*Salmonella typhimurium* ATCC 14028

Negativkontrolle

*Escherichia coli* ATCC 25922

### Zusätzliche Hinweise

Einige *Proteus* und *Pseudomonas* spp. können als 'falsch-positive', rote Kolonien wachsen.

Die verschiedenen Reaktionen auf dem XLD-Agar können gleichzeitig oder auch nacheinander auftreten; dies führt zu verschiedenen Farbnuancen des pH-Indikators Phenolrot, auch kann der Indikator nach längerer Bebrütung von gelb nach rot umschlagen.

### Literatur

- 1 2.6.13. Mikrobiologische Prüfung nicht steriler Produkte in: Europäisches Arzneibuch Nachtrag 2001.
2. DGHM (Lieferung 3, 1985) "Verfahrensrichtlinien für die Mikrobiologische Diagnostik". Kap. 1.3, 11.
3. DGHM (Lieferung 2, 1983) "Verfahrensrichtlinien für die Mikrobiologische Diagnostik". Kap. 2.1, 7 und 19.
4. DIN 38414: "Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammunteruchung. Schlamm und Sedimente (Gruppe S). Nachweis von Salmonellen in entseuchten Klärschlämmen (S. 13)."
5. Taylor, W.I. (1965) Am. J. Clin. Pathol. 44, 471-475
6. McCarthy, M.D. (1966) N. Z. J. Med. Lab. Technol. 20, 127-131.
7. Isenberg, H.D., Kominos, S. und Siegal, M. (1969) Appl. Microbiol. 18, 656-659.
8. Taylor, W.I. und Harris, B. (1965) Am. J. Clin. Pathol. 44, 476-479.
9. Taylor, W.I. und Harris, B. (1967) Am. J. Clin. Pathol. 48, 350-355.
10. Taylor, W.I. und Schelhart, D. (1967) Am. J. Clin. Pathol. 48, 356-362.
11. Taylor, W.I. und Schelhart, D. (1966) Spp. Microbiol. 16, 1387-1392.
12. Rollender, M.A. et al. (1969) Am. J. Clin. Pathol. 51, 284-286.
13. Taylor, W.I. und Schelhart, D. (1969) Appl. Microbiol. 18, 393-395
14. Dunn, C. und Martin, W.J. (1971) Appl. Microbiol. 22, 17-22.
15. Chadwick, P., Delisle, G.H. und Byer, M. (1974) Can. J. Microbiol. 20, 1653, 1664.
16. Weissmann, J.B. et al. (1975) Lancet I, 7898, 88-90.