DOI:10.12441/spyswjs.20230302005 [文章编号] 1673-1689(2025)05-0022-09

# 小分子右旋糖酐的体外益生效果评价

张定坤[1,2] 王 蕾[1,2] 易子玲[1,2] 魏贝贝[1,2] 饶德明[1,2] 郭志勇[1,2] 陈 晟[1,2] 吴 敬[1,2*]

(1. 江南大学食品科学与资源挖掘全国重点实验室,江苏 无锡 214122; 2. 江南大学生物工程学院,江苏 无锡 214122)

**摘要:【目的】**探究小分子右旋糖酐(SDex)对肠道微生物活性的影响。**【方法】**选取自制的仅含α-1,6-糖苷键的SDex为研究对象,采用双歧杆菌属、乳杆菌属、大肠杆菌、肠粪肠球菌等9种典型肠道微生物进行体外发酵,并对SDex的益生效果进行评价。考察其发酵过程中微生物增殖及产酸情况,并与商品化右旋糖酐20(Dex 20)、低聚异麦芽糖(IMOs)进行对比。**【结果】**Dex 20对微生物生长没有促进效果,而SDex和IMOs均能显著促进双歧杆菌、乳杆菌等益生菌的增殖,并使其代谢产生有机酸。与IMOs相比,SDex不能促进条件致病菌大肠杆菌的生长,对中性菌粪肠球菌的促进作用也较弱。SDex和IMOs对益生菌产乳酸的影响无显著差异,但SDex可促进益生菌产生更多乙酸,而IMOs可使益生菌产生更多甲酸。**【结论】**SDex具有促进双歧杆菌、乳杆菌增殖而不促进大肠杆菌增殖的选择性益生功能,这对补充现有的益生元具有重要意义。

**关键词:**右旋糖酐;益生元;益生菌;益生效果评价;体外发酵

## *In Vitro* Probiotic Effects of Dextran with a Small Molecular Weight

*ZHANG Dingkun*[1,2] *WANG Lei*[1,2] *YI Ziling*[1,2] *WEI Beibei*[1,2] *RAO Deming*[1,2] *GUO Zhiyong*[1,2] *CHEN Sheng*[1,2] *WU Jing*[1,2*]

(1. State Key Laboratory of Food Science and Resources, Jiangnan University, Wuxi 214122, China; 2. School of Biotechnology, Jiangnan University, Wuxi 214122, China)

**Abstract:** [**Objective**] The aim of this study is to explore the effects of dextran with a small molecular weight (SDex) on the viability of intestinal microorganisms. [**Method**] The probiotic effects of laboratory-designed SDex containing only α-1,6 glycosidic bonds was evaluated by *in vitro* fermentation with nine typical intestinal strains, including strains from the genera *Bifidobacterium* and *Lactobacillus*, as well as species such as *Escherichia coli* and *Enterococcus faecalis*. The microbial proliferation and organic acid production during fermentation were compared among SDex, commercial dextran 20 (Dex 20), and isomalto-oligosaccharides (IMOs). [**Result**] SDex and IMOs significantly promoted the proliferation of probiotics such as *Bifidobacterium* and *Lactobacillus* as well as the production of organic acids, while Dex 20 showed little effects. SDex did not promote the growth of the conditionally pathogenic bacterium *Escherichia coli* but showed a less positive effect on the neutral bacterium *Enterococcus faecalis* than IMOs. Neither SDex nor IMOs significantly affected the lactic acid production. However, SDex promoted acetic acid production while SDex enhanced formic acid production by probiotics. [**Conclusion**] SDex demonstrates selective probiotic effects of promoting the proliferation of *Bifidobacterium* and *Lactobacillus* while exerting little effect on *Escherichia coli*, which indicates SDex is essential for replenishing existing prebiotics.

**基金项目:**国家自然科学基金面上项目(31972032);国家自然科学基金青年基金项目(2001637);江苏省自然科学基金面上项目(BK20221536);江南大学基本科研计划青年基金项目(JUSRP122010)。

**通信作者:**吴敬(1969—),女,博士,教授,博士研究生导师,主要从事酶工程与发酵工程研究。E-mail:jingwu@jiangnan.edu.cn

**收稿日期:**2023-03-02 **修回日期:**2023-04-20

**Keywords:** dextran; prebiotics; probiotics; probiotic evaluation; *in vitro* fermentation

国际益生菌科学协会（ISAPP）于2017年提出了益生菌的广义定义，即“对宿主有健康益处的微生物和/或其成分的制剂”[1]。益生元的定义在1995年首次提出，即“一种不可消化的食物成分，通过选择性地刺激一种或有限数量的已驻扎在结肠中的细菌生长和/或活动，从而对宿主产生有益影响”[2]。已知特殊糖苷键型，如$\alpha$-1，6-糖苷键、$\alpha$-1，3-糖苷键不易被人体消化吸收，但部分肠道微生物可以利用这些糖并产生有机酸[3]。右旋糖酐是一种由*D*-葡萄糖组成的同质多糖，其主链为由葡萄糖通过$\alpha$-1，6-糖苷键连接形成的线性链，并含有少量由$\alpha$-1，2-糖苷键、$\alpha$-1，3-糖苷键或$\alpha$-1，4-糖苷键连接的葡萄糖分支。右旋糖酐作为乳化剂、增稠剂和冷冻食品的稳定剂等广泛应用于食品领域[4]。右旋糖酐以发酵食品的形式应用在酸面包、酸菜和泡菜中。谷雪玲等[5]研究表明，IMOs可以有效促进乳酸杆菌增殖并降低发酵液pH。Amaretti等[6]发现从*Weissella cibaria*产生的长链葡聚糖可刺激乳杆菌和双歧杆菌生长。Sarbini等[7]发现重均分子量（$M_w$）约为1 000且具有$\alpha$-1，2分支的右旋糖酐能够增加双歧杆菌属和罗氏菌属菌数量并产生短链脂肪酸。

作者以商品化的Dex 20、IMOs作为对照，探究SDex对肠道微生物活性的影响。通过检测多种肠道微生物在体外厌氧环境发酵时的生长情况和pH变化，对比分析SDex的益生效果。

## 1 材料与方法

### 1.1 材料与试剂

#### 1.1.1 菌株

肠道微生物长双歧杆菌（*Bifidobacterium longum* ATCC15707）、短双歧杆菌（*Bifidobacterium breve* ATCC15700）、青春双歧杆菌（*Bifidobacterium adolensentis* ATCC15703）、格氏乳杆菌（*Lactobacillus gasseri* ATCC33323）、鼠李糖乳酪杆菌（*Lacticaseibacillus rhamnosus* ATCC7469）、粪肠球菌（*Enterococcus faecalis* ATCC19433）、大肠杆菌（*Escherichia coli* ATCC35401）：广东省微生物菌种保藏中心；动物双歧杆菌（*Bifidobacterium animalis* subsp. *lactis* CGMCC1.2226）：北京百奥莱博科技有限公司。

#### 1.1.2 培养基

MRS液体培养基：牛肉浸粉10.00 g、胰蛋白胨10.00 g、酵母浸粉5.00 g、葡萄糖20.00 g、柠檬酸氢二铵2.00 g、$K_2HPO_4$ 2.00 g、$MgSO_4 \cdot 7H_2O$ 0.20 g、醋酸钠5.00 g、$MnSO_4 \cdot H_2O$ 0.05 g、吐温-80 1.00 g，去离子水定容至1 L。

肠道微生物体外发酵培养基：胰蛋白胨2.00 g、酵母浸粉2.00 g、$K_2HPO_4$ 0.04 g、$KH_2PO_4$ 0.04 g、$MgSO_4 \cdot 7H_2O$ 0.01 g、NaCl 0.10 g、$CaCl_2 \cdot 2H_2O$ 0.01 g、$NaHCO_3$ 0.50 g、半胱氨酸盐酸盐0.50 g、吐温-80 2.00 g、胆盐0.50 g，去离子水定容至1 L。试验组分别添加质量浓度10 g/L的Dex 20、IMOs及SDex。

#### 1.1.3 试剂

甲酸、乙酸、丙酸、丁酸、乳酸：北京中科质检生物技术有限公司；IMOs：山东百龙创园生物科技有限公司；Dex 20：上海麦克林生化科技股份有限公司；SDex：作者所在课题组自制；葡萄糖、麦芽糖、麦芽三糖、麦芽四糖、麦芽五糖、麦芽六糖混合标准品（G1~G6）：上海慧诚生物科技有限公司；异麦芽糖、异麦芽三糖、异麦芽四糖、异麦芽五糖混合标准品（IG2~IG5）：上海源叶生物科技有限公司。

### 1.2 仪器与设备

高效液相色谱仪：Waters E2690型，美国沃特世公司；高效液相色谱仪配示差检测器：Waters 1525型，美国沃特世公司；高压离子色谱仪系统：Dionex ICS-5000 HPIC型，美国赛默飞世尔科技公司；数字核磁共振谱仪：AVANCE III 400 MHz型，德国Bruker Biospin有限公司；厌氧微生物培养工作站：AW 500 TG型，英国Electrotek公司。

### 1.3 方法

#### 1.3.1 肠道微生物体外培养

将−80 ℃冷冻保藏于甘油管中的微生物按体积分数2‰接种于MRS培养基，随后置于恒温恒湿厌氧微生物工作站，于37 ℃静置培养24 h。培养结束后取样划线于MRS固体培养基，于37 ℃厌氧培养24 h完成首次传代；重复上述步骤培养24 h，获得活化菌液。采用分光光度计在600 nm波长下测定菌体密度，计算转接菌液体积，确保各体外发酵培养基的初始$OD_{600}$值一致。在超净工作台内取菌液离心，弃上清液后使用无菌水洗涤。

取相同 $OD_{600}$ 值的菌液分别转接至含 IMOs、Dex 20、SDex 及未添加其他碳源的体外发酵培养基中，于 37 ℃恒温恒湿厌氧微生物工作站中静置培养，分别在 6、12、24、36、48 h 取样。测定菌体密度及发酵液 pH，绘制相应的变化曲线，比较不同碳源下肠道微生物的生长状态。

1.3.2 短链脂肪酸及乳酸浓度测定

将 1.3.1 中的样品于 12 000 r/min 离心 2 min。取上清液过 0.22 μm 滤膜，制得待测样品。采用高效液相色谱仪对样品中甲酸、乙酸、丁酸、丙酸等短链脂肪酸及乳酸的浓度进行检测。测定条件为：色谱柱 Aminex HPX-87H（300 mm×7.8 mm×9 μm），流动相为 5 mmol/L 的 $H_2SO_4$，进样量 20 μL，流量 0.6 mL/min，检测器温度 40 ℃，柱温 60 ℃。

1.3.3 多糖 $M_w$、数均分子量（$M_n$）和峰位分子量（$M_p$）测定

分别称取 IMOs、Dex 20、SDex 固体粉末，加蒸馏水制成 5 mg/L 的多糖溶液，经 0.22 μm 滤膜过滤，使用高效液相色谱仪测定。检测条件为：色谱柱 Ultrahydrogel™ Linear（300 mm×7.8 mm×10 μm），流动相为 0.1 mol/L 的 $NaNO_3$，流量 0.9 mL/min，柱温 45 ℃。采用 $M_w$ 分别为 180、2 700、9 750、36 800、135 350 的葡聚糖标准品绘制校正曲线。

1.3.4 多糖聚合度分布测定

样品制备过程同 1.3.3，将制备好的样品稀释为 1 mg/L，采用高压离子色谱仪检测多糖中各组分分布情况。检测条件为：高压离子色谱仪搭配 PAD 脉冲安培检测器，CarboPac PA200 色谱柱（250 mm×3 mm×5.5 μm），进样量 10 μL，流量 0.5 mL/min，柱温 30 ℃。流动相 A 为超纯水，流动相 B 为 250 mmol/L 的 NaOH，流动相 C 为 1 mol/L 醋酸钠、100 mmol/L NaOH。洗脱程序为：0~40 min，流动相 B 体积分数从 38% 降至 24%，流动相 C 体积分数从 4% 升至 40%；40~41 min，流动相 B 体积分数从 24% 升至 38%，流动相 C 体积分数从 40% 降至 4%；41~50 min，流动相 B 体积分数 38%，流动相 C 体积分数 4%。

1.3.5 多糖键型分布测定

分别称取 30 mg 的 IMOs、Dex 20 和 SDex，加入 500 μL 含 3 mg/L 的 3-（三甲基硅基）丙炔酸内标（用于调整 $^1$H-NMR 化学位移）的 $D_2O$，将溶解后的样品转移至核磁共振管中。使用数字核磁共振谱仪进行 $^1$H-NMR 光谱检测，检测温度为 298 K。

## 2 结果与讨论

### 2.1 多糖结构

#### 2.1.1 多糖的 $M_w$、$M_n$、$M_p$ 和分布系数

为研究 SDex 的益生效果，选择市售的 Dex 20 和 IMOs 进行对比分析。IMOs 是一种以 α-1，6-糖苷键为主，同时含有 α-1，4-糖苷键及少量 α-1，3-糖苷键或 α-1，2-糖苷键连接构成的低聚糖，是一种益生效果良好的益生元[5,8-10]。3 种糖的 $M_w$、$M_n$、$M_p$ 和分布系数见表 1。Dex 20 的 $M_w$ 为 16 906，与其标注的 20 000 接近，Dex 20 的分布系数为 3.60，该值相对较高，表明其糖链大小分散程度较大。商品 IMOs 的 $M_w$ 为 742，分布系数为 1.46，该值较低，说明其糖链大小分布较为集中。SDex 的 $M_w$ 为 1 429，远低于 Dex 20，且与 IMOs 较为接近。SDex 分布系数为 1.82，表示 SDex 的糖链大小分布相对集中。

表 1 多糖的 $M_w$、$M_n$、$M_p$ 和分布系数

Table 1 $M_w$, $M_n$, $M_p$, and distribution coefficients of polysaccharides

| 样品 | $M_w$ | $M_n$ | $M_p$ | 分布系数 |
|---|---|---|---|---|
| IMOs | 742 | 509 | 560 | 1.46 |
| SDex | 1 429 | 786 | 1 176 | 1.82 |
| Dex 20 | 16 906 | 4 694 | 10 753 | 3.60 |

#### 2.1.2 多糖聚合度分布

3 种糖的聚合度结果见图 1。在相同质量浓度、相同糖苷键型的情况下，随着糖链聚合度的增加，葡萄糖、麦芽寡糖混合标准品 G2~G6、异麦芽寡糖混合标准品 IG2~IG5 出峰时间逐渐延后，峰高度逐渐降低。在相同聚合度下，α-1，6-糖苷键连接的寡糖较 α-1，4-糖苷键连接的寡糖出峰早，该结果与文献[11-13]报道一致。从离子色谱峰可以看出，SDex 的聚合度为 2~25，且分布相对集中，峰型单一；Dex 20 在 5 min 后（即聚合度 10）开始出现明显的峰，最高聚合度超过 100，出峰范围较宽，这与 2.1.1 中检测到的其分布系数 3.60 的结果相符。此外，在 Dex 20 低聚合度区域可观察到少量重叠峰，表明其存在不止一种多糖键型。IMOs 的聚合度主要集中在 2~6，虽然分布较为集中，但峰图中存在较多相连的重叠峰与不规则峰，表明该多糖成分较为复杂。

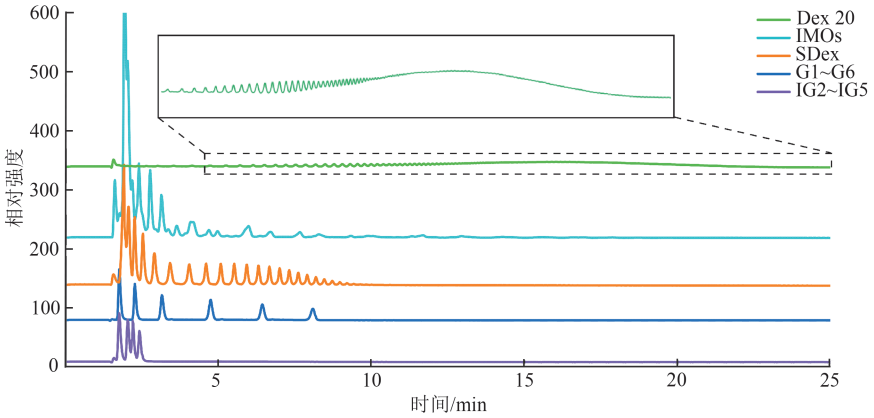



图 1　多糖聚合度分布

Fig. 1　Polymerization degree distribution of polysaccharides

2.1.3　多糖糖苷键组成

商品化右旋糖酐通常以蔗糖为底物，经肠膜明串珠菌发酵产生，其糖链中含有一定比例的α-1，2-糖苷键和α-1，3-糖苷键[14]。多糖的糖苷键组成见图2。Dex 20的核磁共振结果表明，其主要出峰位置位于化学位移4.99处，该峰为α-1，6-糖苷键的特征峰；在5.16、5.34处也存在微弱的化学位移，分别对应α-1，2-糖苷键和α-1，3-糖苷键，这2

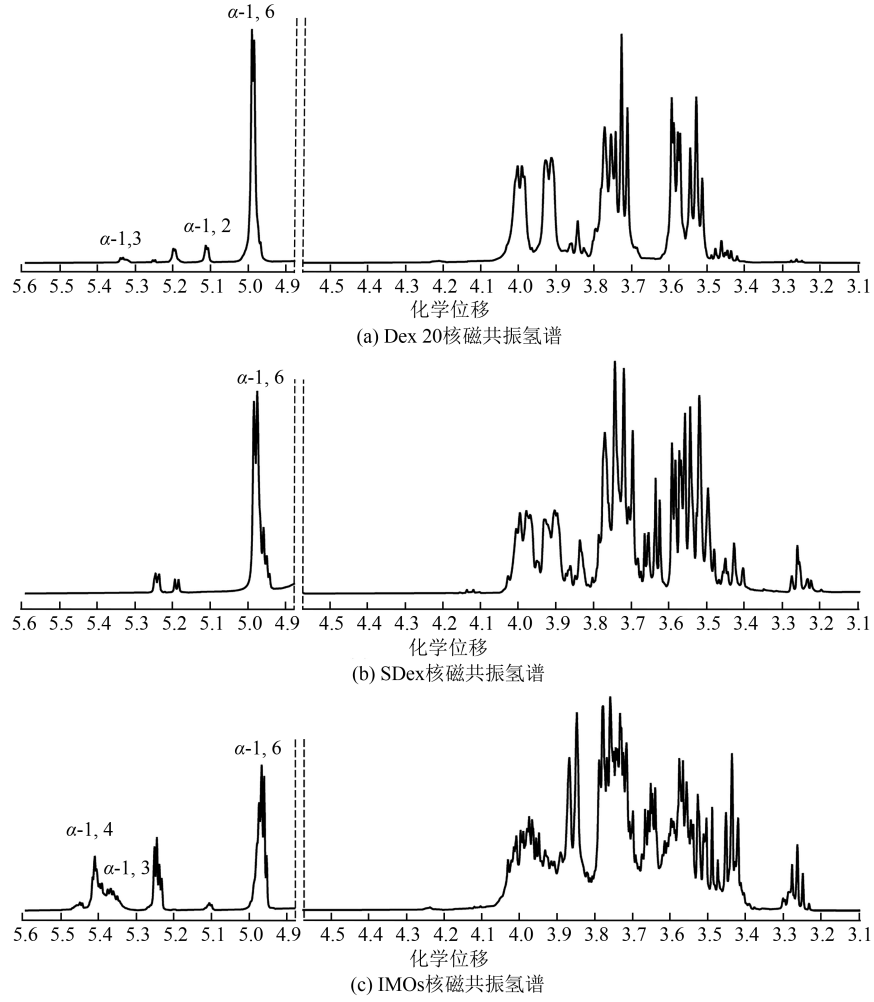



图 2　多糖的糖苷键组成

Fig. 2　Glucosidic bond composition of polysaccharides

种糖苷键的总和约占总键型的5%，该结果解释了图1中Dex 20存在少量重叠峰。SDex的核磁共振结果表明，SDex仅在4.99处出现化学位移，表明其仅含有α-1，6-糖苷键，该结果与图1中SDex峰型规则、无重叠峰的结果相符。IMOs的核磁共振结果表明，IMOs在4.99、5.40处存在明显化学位移，在5.16、5.34处化学位移较弱，表明IMOs含有较多的α-1，6-糖苷键和α-1，4-糖苷键，以及少量的α-1，2-糖苷键和α-1，3-糖苷键，糖苷键组成较为复杂，该结果与图1中IMOs重叠峰多、峰型不规则的结果相一致。IMOs的糖苷键多样性是由于IMOs的生产均采用葡萄糖苷酶，该酶能够以麦芽糖或麦芽寡糖为底物，通过α-1，6转苷活性合成IMOs。在转苷过程中，葡萄糖、异麦芽糖、麦芽糖等均可作为受体底物，同时还会产生α-1，3、α-1，2转苷副反应，从而导致IMOs糖苷键组成多样化[15-16]。

### 2.2 多糖对肠道微生物的生长及产酸的影响

#### 2.2.1 多糖对肠道微生物生长及pH的影响

分别在体外发酵培养基中添加Dex 20、SDex和IMOs，并以不加任何糖的空白组作为对照，各肠道微生物的生长情况见图3。各肠道微生物菌浓度与pH呈负相关，即微生物生长越好，其产酸越多。Dex 20组结果与对照组一致，表明其不能促进肠道微生物的生长。而SDex与市售IMOs可以促进肠道微生物的生长和产酸，其对益生菌的促进作用在接种培养12 h后显现，并呈快速增长和产酸趋势。这可能是由于肠道微生物接种到新环境存在延迟期，而粪肠球菌和大肠杆菌的延迟期较短，6 h即表现出增长和产酸趋势。

进一步分析各菌株的生长情况，每种菌对不同多糖的响应呈现相似性和差异性。SDex和IMOs促进长双歧杆菌、格氏乳杆菌增殖和产酸的效果类似，但格氏乳杆菌中后期会有一个明显的菌浓度降低过程。IMOs促进青春双歧杆菌增殖和产酸的效果优于SDex。SDex促进动物双歧杆菌、嗜酸乳杆菌、鼠李糖乳酪杆菌的增殖效果优于IMOs。另外，SDex有明显的促进短双歧杆菌增殖和产酸的效果，而IMOs则不具备该效果。粪肠球菌属于肠道固有中性菌，其发酵碳水化合物能产生有益的有机酸，但也被认为是一种代表性的条件性致病菌，可诱发多种肠道疾病，威胁人类健康[17]，SDex促进其增殖和产酸的效果也明显弱于IMOs。此外，大肠杆菌作为常见的条件致病菌，SDex不能促进其生长。由此可见，SDex能够选择性促进双歧杆菌和乳杆菌增殖，而不能促进大肠杆菌生长。

对于SDex、IMOs均能促进增殖和产酸的益生菌和中性菌来说，SDex促进增殖和产酸的起始时间要晚于IMOs，如青春双歧杆菌、动物双歧杆菌、粪肠球菌，这可能和SDex整体聚合度较高，不易转运进细胞内或这些菌不具有相应的胞外水解酶有关。这与Jeong等[13]的报道一致，即聚合度较高的异麦芽寡糖具有良好的抗消化性，因此人体对其吸收量少，在结肠保留的时间较长。在SDex和IMOs促进增殖和产酸起始时间接近的情况下，除长双歧杆菌外，SDex促进益生菌增殖的最高菌浓度或维持菌浓度高，效果优于IMOs，如格氏乳杆菌、短双歧杆菌、动物双歧杆菌、嗜酸乳杆菌和鼠李糖乳酪杆菌。Olano-Martin等[18]研究混菌发酵发现，SDex对促进双歧杆菌属增殖及维持菌浓度有明显优势，所用的SDex产自*L. mesenteroides* B512F，含有约5%的α-1，3-糖苷键，与本研究中SDex聚合度大致相同。这可能是由于该特殊糖苷键的存在使之不易被分解利用，在发酵后期菌落数有所下降，而本研究中的SDex仅有α-1，6-糖苷键，促进菌体生长的时间较长。IMOs促进双歧杆菌增殖的最高菌浓度低于SDex，说明这些菌对IMOs的最终利用程度较SDex差，这可能与IMOs由α-1，3-糖苷键、α-1，4-糖苷键、α-1，2-糖苷键和α-1，6-糖苷键共同构成的复杂结构有关。兼具聚合度高和糖苷键复杂特征的Dex 20不能被所有试验菌株利用，也可间接解释上述结果。Tingirikari等[19]研究菊粉和右旋糖酐对肠道微生物生长的影响，也证实了含7%的α-1，3-糖苷键分支的、相对分子质量较大的来源于*W. cibaria* JAG8的右旋糖酐无法促进大肠杆菌生长。

#### 2.2.2 肠道微生物发酵产酸情况

益生菌在生长过程中可代谢产生有机酸，导致发酵液pH下降，作者采用高效液相色谱仪对发酵液进行分析检测，记录有机酸的种类及浓度变化。结果显示，微生物产有机酸与其pH变化呈极显著相关（$P<0.01$），见表2。有机酸主要涉及乳酸、甲酸和乙酸，这3种酸也是检测到的主要有机酸产物，见图4。总体来看，在IMOs组和SDex组中，双歧杆菌属和粪肠球菌的总酸浓度较高，其次

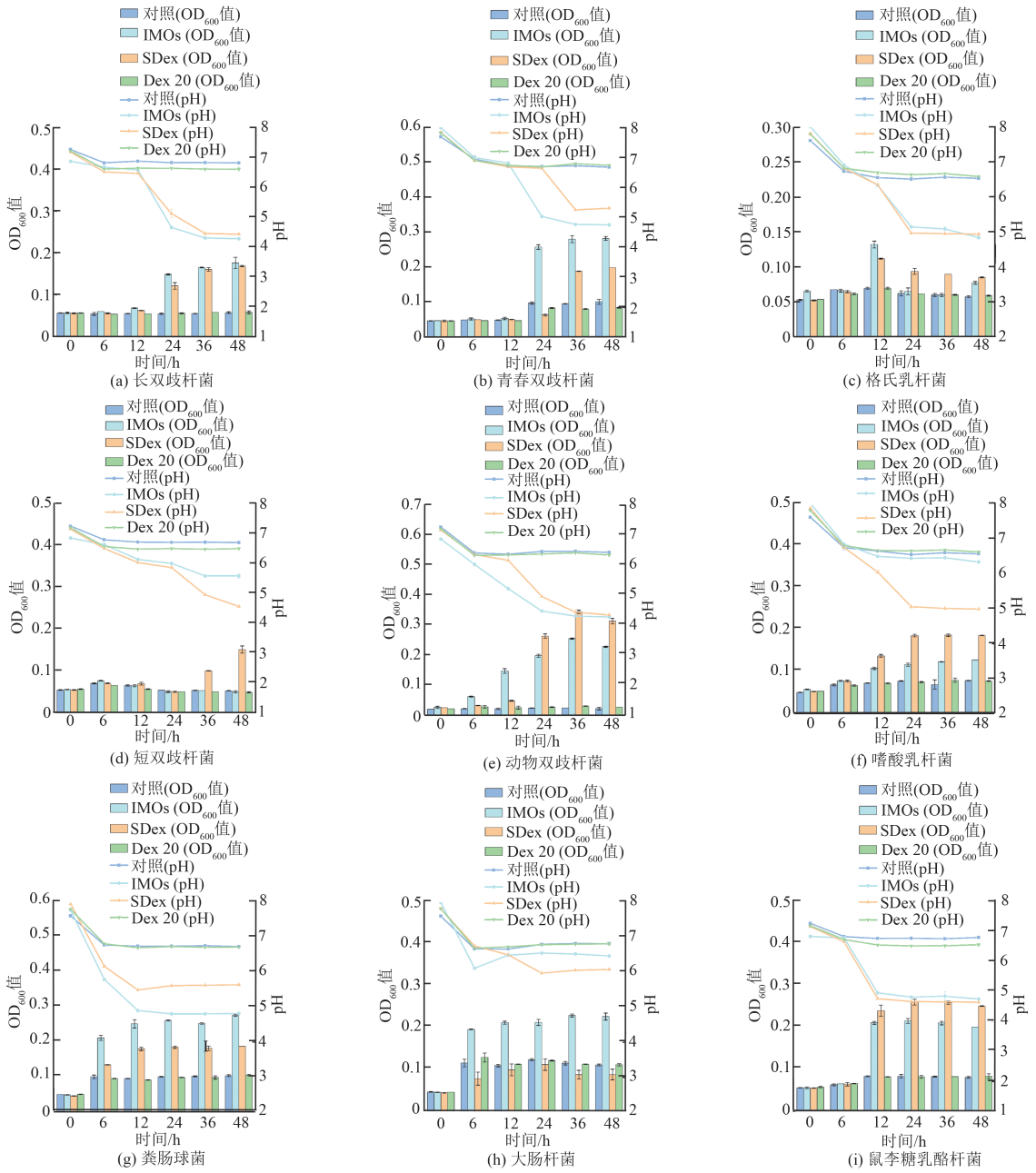



图 3　各肠道微生物体外发酵过程中 $OD_{600}$ 值和 pH 变化

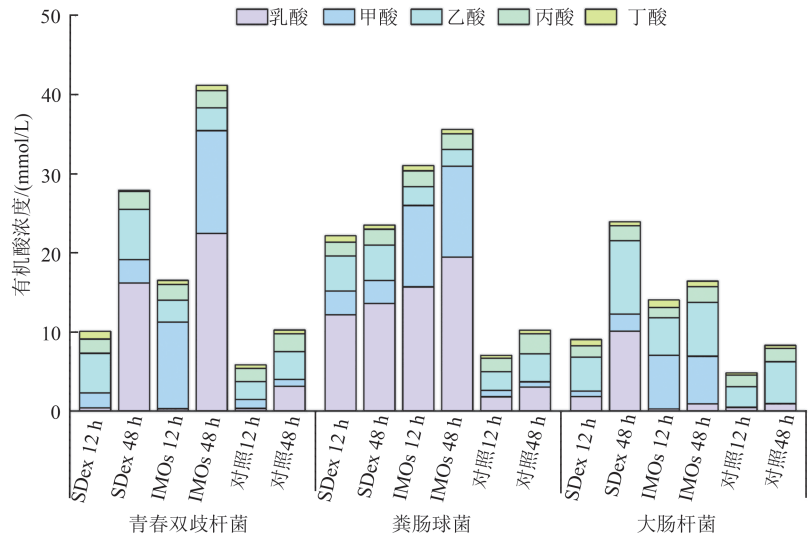
Fig. 3　Changes in pH and $OD_{600}$ value in fermentation of intestinal microorganisms *in vitro*

表 2　有机酸成分与 pH 的相关性分析

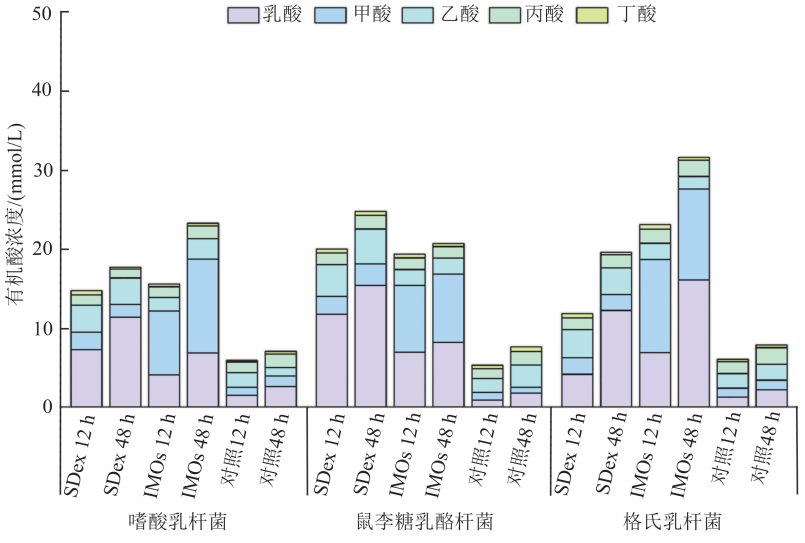
Table 2　Correlation analysis of organic acids and pH

| 指标 | pH | 乳酸 | 甲酸 | 乙酸 | 丙酸 | 丁酸 | 总酸 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| pH | | −0.647** | −0.385** | −0.424** | −0.097 | −0.170 | −0.707** |
| 乳酸 | −0.647** | | 0.378** | 0.183 | 0.381** | 0.061 | 0.840** |
| 甲酸 | −0.385** | 0.378** | | 0.030 | 0.217 | 0.222 | 0.703** |
| 乙酸 | −0.424** | 0.183 | 0.030 | | 0.172 | 0.540** | 0.477** |
| 丙酸 | −0.097 | 0.381** | 0.217 | 0.172 | | 0.271* | 0.423** |
| 丁酸 | −0.170 | 0.061 | 0.222 | 0.540** | 0.271* | | 0.354** |
| 总酸 | −0.707** | 0.840** | 0.703** | 0.477** | 0.423** | 0.354** | |

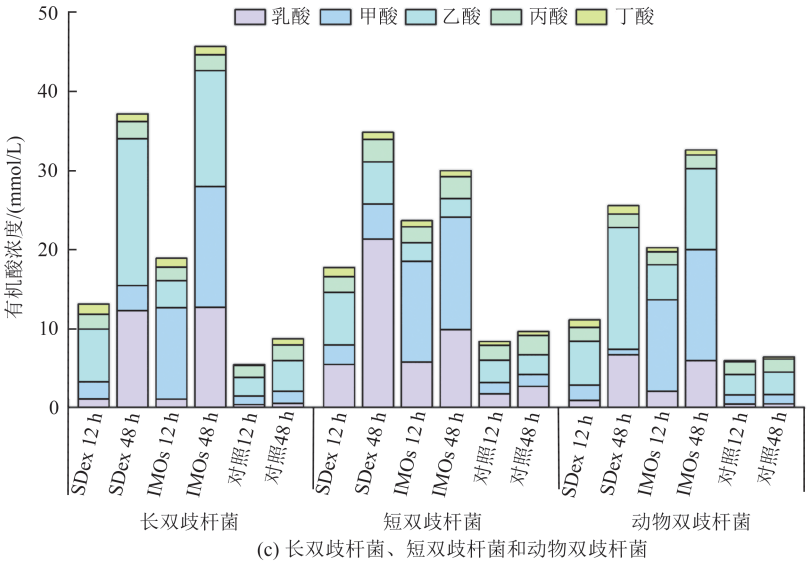
注：“**”表示极显著相关（$P<0.01$）；“*”表示显著相关（$P<0.05$）。




(a) 青春双歧杆菌、粪肠球菌和大肠杆菌




(b) 嗜酸乳杆菌、鼠李糖乳酪杆菌和格氏乳杆菌




(c) 长双歧杆菌、短双歧杆菌和动物双歧杆菌

图 4　微生物发酵产酸情况

Fig. 4　Acid production in microbial fermentation

为乳杆菌属。这些肠道微生物产酸能力均较强，能在生长代谢过程中释放有机酸，降低肠道环境pH，抑制致病菌生长[9]。

具体分析各有机酸组分变化发现，各处理组呈现出相似性和差异性。在乳酸变化方面，益生菌在添加IMOs、SDex的培养基中均出现明显的乳酸积累。双歧杆菌属中，短双歧杆菌以SDex发酵48 h时，乳酸浓度达21.3 mmol/L；青春双歧杆菌以IMOs发酵时，乳酸增加更为明显，48 h后达22.5 mmol/L。而长双歧杆菌和动物双歧杆菌在2种多糖培养基中发酵48 h的乳酸浓度均较低。尽管不同益生菌在不同发酵条件下的最终乳酸浓度存在差异，但乳酸浓度与多糖种类无明显相关性，即SDex组和IMOs组的乳酸浓度无明显差异。

甲酸和乙酸的变化与多糖种类密切相关。在添加IMOs的培养基中，发酵液中甲酸浓度高于SDex组。IMOs组所有菌株在12 h和48 h时的甲酸平均浓度分别为10.25 mmol/L和11.78 mmol/L，而SDex组仅为2.10 mmol/L和2.52 mmol/L。与之相反，添加SDex的培养基中，乙酸浓度明显高于IMOs组。SDex组在12 h和48 h时的乙酸平均浓度分别为4.85 mmol/L和7.85 mmol/L，而IMOs组分别为2.88 mmol/L和5.03 mmol/L。这一现象与Olano-Martin等[18]的研究结果一致，该研究以麦芽糊精和右旋糖酐分别作为碳源，发现右旋糖酐试验组的乙酸产量更高。Sarbini等[7]在小分子分支右旋糖酐和菊粉的对比益生试验中也指出，$\alpha$-1，2分支程度高的试验组中乙酸生成较慢，而低分支、大分子试验组的乙酸终浓度更高。有文献报道，丁酸合成多发生在后期，并且需要以乳酸盐、乙酸盐等为底物[18,20]。本研究中发酵液中的丙酸和丁酸浓度变化较小，可能是由于反应过程中pH的下降抑制了菌体生长，进而影响了后期丙酸、丁酸的合成。

## 3 结论

该研究通过肠道微生物体外发酵方法，在严格控制厌氧发酵条件下探究了SDex的益生效果，并选择结构特征不同的Dex 20和IMOs作为对照。结果表明，SDex能够显著促进双歧杆菌、乳杆菌等益生菌的增殖和产酸；与IMOs相比，SDex对乳杆菌属的增殖效果虽然起始较慢，但持续效果更优，且不会促进条件致病菌大肠杆菌的生长。在体外发酵过程中，SDex组检测到更多的乙酸，而IMOs组发酵液中有更多的甲酸，表明两者具有不同的益生特性。综上，SDex具有促进双歧杆菌、乳杆菌增殖，而不促进条件致病菌大肠杆菌增殖的选择性益生功能，可作为新型益生元的重要补充。

## 参考文献


[1] SALMINEN S，COLLADO M C，ENDO A，et al. The International Scientific Association of Probiotics and Prebiotics（ISAPP）consensus statement on the definition and scope of postbiotics[J]. Nature Reviews Gastroenterology & Hepatology，2021，18(9)：649-667.

[2] HUTKINS R W，KRUMBECK J A，BINDELS L B，et al. Prebiotics：why definitions matter[J]. Current Opinion in Biotechnology，2016，37：1-7.

[3] WEI B B，XIA W，WANG L，et al. Diverse prebiotic effects of isomaltodextrins with different glycosidic linkages and molecular weights on human gut bacteria *in vitro*[J]. Carbohydrate Polymers，2022，279：118986.

[4] KOTHARI D，DAS D，PATEL S，et al. Dextran and food application[M]. Cham：Springer International Publishing，2014：1-16.

[5] 谷雪玲，吕宏伟，宋泽和，等. 低聚异麦芽糖对乳酸杆菌增殖及产酸效果的研究[J]. 家畜生态学报，2018，39(9)：43-45.
GU X L，LÜ H W，SONG Z H，et al. Effect of isomaltooligosaccharides on the microbial proliferation and acid production of *Lactobacilli*[J]. Journal of Domestic Animal Ecology，2018，39(9)：43-45.(in Chinese)

[6] AMARETTI A，BOTTARI B，MORREALE F，et al. Potential prebiotic effect of a long-chain dextran produced by *Weissella cibaria*：an *in vitro* evaluation [J]. International Journal of Food Sciences and Nutrition，2020，71(5)：563-571.

[7] SARBINI S R，KOLIDA S，NAEYE T，et al. The prebiotic effect of $\alpha$-1，2 branched，low molecular weight dextran in the batch and continuous faecal fermentation system[J]. Journal of Functional Foods，2013，5(4)：1938-1946.

[8] SORNDECH W. Isomaltooligosaccharides as prebiotics and their health benefits[M]. New York：John Wiley & Sons，2022：361-377.

[9] 杨远志，黄婧，辛修锋，等. 低聚异麦芽糖对肠道菌群的调节作用[J]. 中国食品添加剂，2008，19（Suppl.1）：160-164.
YANG Y Z，HUANG J，XIN X F，et al. Effect of isomalto-oligosaccharides on regulation of fecal flora[J]. China Food Additives，2008，19（Suppl.1）：160-164.（in Chinese）

[10] 许滢，王蕾，魏贝贝，等. 高聚合度异麦芽寡糖的制备及体外益生功能评价[J]. 食品与生物技术学报，2023，42（1）：66-74.
XU Y，WANG L，WEI B B，et al. Synthesis of isomaltooligosaccharides with high degree of polymerization and its *in vitro* probiotic function evaluation[J]. Journal of Food Science and Biotechnology，2023，42（1）：66-74.（in Chinese）

[11] JIANG Y W，LI X X，PIJNING T，et al. Mutations in amino acid residues of *Limosilactobacillus reuteri* 121 GtfB 4，6-$\alpha$-glucanotransferase that affect reaction and product specificity[J]. Journal of Agricultural and Food Chemistry，2022，70（6）：1952-1961.

[12] HU Y，WINTER V，GÄNZLE M. *In vitro* digestibility of commercial and experimental isomalto-oligosaccharides[J]. Food Research International，2020，134：109250.

[13] JEONG W S，LEE Y R，HONG S J，et al. Carboxy-terminal region of a thermostable CITase from *Thermoanaerobacter thermocopriae* has the ability to produce long isomaltooligosaccharides[J]. Journal of Microbiology and Biotechnology，2019，29（12）：1938-1946.

[14] DÍAZ-MONTES E. Dextran：sources，structures，and properties[J]. Polysaccharides，2021，2（3）：554-565.

[15] LEE H S，AUH J H，YOON H G，et al. Cooperative action of $\alpha$-glucanotransferase and maltogenic amylase for an improved process of isomaltooligosaccharide（IMO）production[J]. Journal of Agricultural and Food Chemistry，2002，50（10）：2812-2817.

[16] TSUSAKI K，WATANABE H，YAMAMOTO T，et al. Purification and characterization of highly branched $\alpha$-glucan-producing enzymes from *Paenibacillus* sp. PP710[J]. Bioscience，Biotechnology，and Biochemistry，2012，76（4）：721-731.

[17] GARCÍA-SOLACHE M，RICE L B. The *Enterococcus*：a model of adaptability to its environment[J]. Clinical Microbiology Reviews，2019，32（2）：e00058-18.

[18] OLANO-MARTIN E，MOUNTZOURIS K C，GIBSON G R，et al. *In vitro* fermentability of dextran，oligodextran and maltodextrin by human gut bacteria[J]. British Journal of Nutrition，2000，83（3）：247-255.

[19] TINGIRIKARI J M R，KOTHARI D，GOYAL A. Superior prebiotic and physicochemical properties of novel dextran from *Weissella cibaria* JAG8 for potential food applications[J]. Food & Function，2014，5（9）：2324-2330.

[20] 朱滔，王国英，王根虎. 丁酸在动物体内的代谢、作用机理及生理作用[J]. 饲料研究，2022，45（10）：146-150.
ZHU T，WANG G Y，WANG G H. Metabolism，mechanism and physiological action of butyric acid in animals[J]. Feed Research，2022，45（10）：146-150.（in Chinese）

（责任编辑：刘冬梅）