

不同强度静磁场间歇曝磁对骨髓间充质干细胞增殖及细胞周期的影响

周翠红 张小云 张宇 宋国丽*
深圳大学生命科学学院,深圳 518060

中图分类号: R68 文献标识码: A 文章编号: 1006-7108(2014) 01-0105-05

摘要: **目的** 观察不同强度静磁场对骨髓间充质干细胞(MSCs)增殖及细胞周期的影响。**方法** 体外分离和培养大鼠 MSCs,取第三代 MSCs,分为对照组与 0.008T 磁场组、0.38T 磁场组、0.48T、0.68T 磁场组。磁场组以 24h 为曝磁时间间隔,隔天 CCK-8 法检测各组细胞增殖活力,流式细胞仪测定各组细胞增殖动力及细胞周期变化。**结果** 0.008T、0.38T、0.48T、0.68T 静磁场间歇曝磁均能明显促进大鼠 MSCs 增殖活力($p < 0.05$),提高细胞的增殖速度和增殖指数。MSCs 经 0.008T、0.38T、0.68T 静磁场 24 h 间歇曝磁 4 d 后,各磁场组细胞(S + G2/M)期细胞比例均有不同程度显著提高($p < 0.05$, $p < 0.01$)。**结论** 一定强度的静磁场间歇曝磁能够有效促进细胞增殖,降低 G0/G1 期的细胞比例。
关键词: 静磁场;骨髓间充质干细胞;增殖;细胞周期

Effect of different intensity static magnetic field on cell proliferation and cell cycle by bone marrow mesenchymal stem cells

ZHOU Cuihong, ZHANG Xiaoyun, ZHANG Yu, SONG Guoli
College of Life Sciences, Shenzhen University, Shenzhen 518060, China
Corresponding author: SONG Guoli, Email: lilys@szu.edu.cn

Abstract: **Objective** To observe the effect of different intensity static magnetic fields(SMFs) on the proliferation and cell cycle by rat bone marrow mesenchymal stem cells (BMSCs). **Methods** The rat BMSCs were isolated and cultured *in vitro*. The 3rd passage of BMSCs were selected and divided into 5 groups: control group, 0.008T SMFs group, 0.38T SMFs group, 0.48T SMFs group, and 0.68T SMFs group. The interval was 24 hours. The proliferation activity of BMSCs was detected using CCK-8 method every other day. The proliferation kinetics and cell cycle of BMSCs were detected using flow cytometry. **Results** Compared with that in control group, the proliferation of BMSCs in 0.008T SMFs group, 0.38T SMFs group, 0.48T SMFs group, and 0.68T SMFs group increased significantly ($P < 0.05$), and the proliferation frequency and proliferation index also improved. The percentage of cells at the S + G2/M phase increased significantly to some extent after 24h interval exposure to 0.008T, 0.38T, and 0.68T SMFs for 4 days ($P < 0.05$, $P < 0.01$). **Conclusion** Interval exposure to certain intensity SMFs can effectively promote the proliferation of rat BMSCs and decrease the percentage of cells at the G0/G1 phase.

Key words: Static magnetic fields; Bone marrow mesenchymal stem cells; Proliferation; Cell cycle

骨髓间充质干细胞(mesenchymal stem cell, MSCs)是来源于骨髓基质的一种干细胞,具有自我更新能力和多向分化潜能,可分化为成骨细胞、成软骨细胞、脂肪细胞、内皮细胞、等多种类型的细胞, MSCs 强大的自我更新能力和多向分化潜能使其成

为目前公认的组织工程和再生医学中非常具潜力的种子细胞^[1,2]。近年来,磁场已被广泛证实能影响机体骨代谢,并越来越多地作为一种无创性生物物理手段运用在骨质疏松症的治疗中。本实验室的前期研究发现特定参数的磁场能够促进放化疗损伤小鼠的造血修复;促进大鼠成骨细胞的生长,抑制破骨细胞,对于骨质疏松有较好的干预效果^[3-7]。MSCs 既是成骨细胞的前体细胞,又是造血微环境中的重要组成部分,对于骨髓造血微环境的维持及骨生成

基金项目: 深圳市科技研发资金基础研究计划项目(JC201005280537A)

* 通讯作者: 宋国丽,Email:lilys@szu.edu.cn

具有关键的作用。那么,不同强度的静磁场对 MSCs 的增殖和周期变化直接发挥怎样的影响,我们对此作了初步的探索。

1 材料与方法

1.1 主要试剂

改良型 α -MEM 培养基 (Hyclone), 新生牛血清 (Newborn bovine serum, NBS) (Hyclone), CCK-8 (日本同仁), 胰蛋白酶 (Hyclone), 青霉素 (Sigma), 链霉素 (Sigma), CFDA-SE 细胞增殖及追踪试剂盒 (Invitrogen), 碘化丙啶 (BBI)。

1.2 实验动物

SPF 级 SD 大鼠 8 只, 6-8 周龄, 体重 180 ~ 240g, 雌雄不限, 由广东医学实验动物中心提供。

1.3 静磁场:

采用方形和夹层型恒定永磁体, 以高斯计测量磁体表面各位置磁场强度, 磁体经 75% 乙醇灭菌处理后放于培养箱内。

1.4 实验方法

1.4.1 MSCs 的分离: 将大鼠引颈脱臼处死后, 用 75% 的酒精浸泡消毒 10 min, 无菌条件分离出股骨和胫骨, 分别剪开股骨与胫骨两端, 用注射器抽取约 10 ml 含 10% NBS 的 α -MEM 培养基冲洗骨髓腔, 吹打骨髓冲洗液, 制备成骨髓细胞悬液, 200 目筛网过滤, 将滤液以改良型 α -MEM 培养基 + 10% NBS 接种于培养瓶内, 置于 37℃、5% CO₂ 细胞培养箱中静置培养。3 天后全量换液, 以后每 2 ~ 3 天全量换液。待细胞长至 70% ~ 80% 汇合, 0.25% 胰酶消化传代培养。流式细胞仪检测 MSCs 表面标志 CD45, CD90 及 CD73 的表达率, 并进行其脂肪细胞、软骨细胞及成骨细胞分化能力鉴定, 证明其为间充质干细胞。

1.4.2 细胞曝磁处理: 取对数生长期 P3 代细胞, 以 1×10^5 /mL 的浓度接种于 96 孔板, 每孔 100 μ l, 设实验对照组 (没有经过曝磁处理的细胞悬液)、空白对照 (加与细胞悬液等体积的无细胞培养基, 用于调零) 和曝磁组, 各组设 3 个重复孔, 磁场组细胞接种于细胞培养板后, 置于培养箱中的方形或者夹层型恒定永磁体上曝磁 24 h 后取出, 脱离磁场培养 24 h 后再重新放进磁场中, 对照组在另一同样条件培养箱培养。

1.4.3 CCK-8 (Cell Counting Kit-8) 法检测细胞增殖活力: 曝磁期间, 各组细胞每 48h 采用 CCK-8 检测细胞活力。每孔加入 10 μ l 的 CCK-8 溶液, 置于

37℃, 5% CO₂ 细胞培养箱内避光培养 3h 后, 震荡 5 分钟, 酶标仪检测 450 nm 处吸光度值 (OD)。实验重复三次以上取平均值, 数据进行统计学处理并作 *t* 检验。

1.4.4 流式细胞仪检测细胞增殖动力学: 将细胞以 2×10^5 个/mL 接种于 24 孔板, 贴壁培养 24 h 后, 去除培养基, 加入预热至 37℃ 的 PBS 洗涤 2 次, 然后加入 1 ml CFDA-SE 工作液 (终浓度为 2 μ mol/L), 室温下轻轻振荡 5 ~ 10 min, 基础培养基洗涤细胞 2 次后加入培养基培养。将细胞分为磁场组和对照组, 间歇曝磁 4 天后收集细胞, 流式细胞仪分析 CFDA-SE 荧光峰、增殖指数和各代细胞比例。

1.4.5 流式细胞仪检测静磁场对 rMSCs 细胞周期的影响: 取对数生长期 P3 代细胞, 以 1×10^5 /mL 的浓度接种于 96 孔板, 设对照组和曝磁组, 各组设 3 个重复孔, 间歇曝磁处理 4 天后, PBS 洗 3 次, 0.25% 胰酶消化后收集细胞, 70% 乙醇固定 24 h, 离心去除乙醇, PBS 洗涤细胞 2 次, 将细胞悬浮于 0.5 ml PBS 中, 加入 5 mg/L 的碘化丙啶染色, 室温避光 30 min, 流式细胞仪检测并分析结果。

1.5 统计学分析

数据采用 ($\bar{x} \pm s$) 表示, 应用 SPSS 软件进行统计学分析, 两样本间比较采用独立样本 *t* 检验, *p* < 0.05 为有统计意义。

2 结果

2.1 大鼠骨髓间充质干细胞形态观察

原代培养 48 h 后可见大量贴壁细胞, 5 d 后细胞形成集落, 10 天左右进行传代, 传代后细胞生长迅速, 几次传代后能得到大量均一的细胞群。MSCs 细胞贴壁生长, 形态类似于成纤维细胞, 部分贴壁细胞呈三角形或多角形, 细胞体积大。传代后细胞增殖迅速, 3 ~ 5 d 可形成典型旋涡状或者辐射状细胞集落, 集落不断扩大和汇合, 细胞紧密排列, 形态趋于一致, 细胞边界清晰。随着传代次数的增加, MSC 细胞均一性提高 (见图 1), 流式细胞仪分析其表面抗原: CD45 阳性率为 10.4%, CD90 阳性率为 95.7%, CD73 阳性率为 92%。经过定向诱导培养基诱导后, 证明其具有向脂肪细胞、软骨细胞及成骨细胞方向分化的能力。

2.2 磁场对 MSCs 细胞增殖活力的影响

如图 2, 不同强度的静磁场间歇曝磁在第 4 天均能显著促进 MSCs 增殖, 其中 0.38T、0.48T、0.68T 曝磁组在 6 天后细胞增殖活力与对照组无明显差

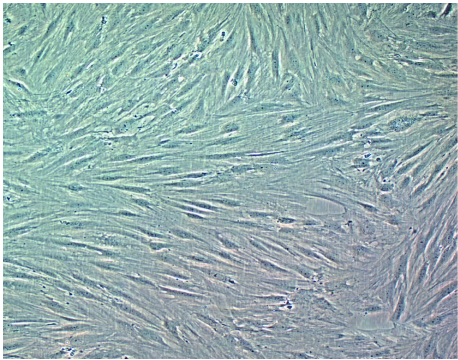


图 1 P3 代 MSCs(倒置相差显微镜 bar: 100 μm)

Fig. 1 Morphology of the 3rd passage of mesenchymal stem cells (inverted phase contrast microscope, bar: 100 μm)

异,而 0.008T 继续表现为促进作用 (** $p < 0.01$)。

2.3 磁场对 MSCs 细胞增殖动力学的影响

细胞增殖示踪荧光探针 CFDA-SE 标记细胞,经过磁场分别处理 4 天后流式细胞仪检测细胞增殖动力模型,ModFitTM 3.0 软件拟合后得到相关指数:各代细胞所占百分率、增殖细胞的前体频率(Precursor Frequency, PF)(即亲代中发生增殖的细胞所占比例)以及增殖指数(Proliferation Index, PI)(即增殖后的细胞总数与增殖前的细胞总数的比值)。

细胞经 0.008T, 0.38T, 0.64T 静磁场间歇曝磁 4 天后,对照组仍以第四代细胞为主(76.62%),第

五代和第六代细胞的比例分别只有 1.13% 和 0.14%,PI 为 4.07,而 0.008T 曝磁组的第四代细胞比例只有 12.24%,第 5 代,第 6 代细胞比例增高为 43.54% 和 27.66%,PI 值增高为 7.73;而 0.38T 曝磁场组第四代细胞比例只有 9.36%,第五、第六代细胞比例增高为 33.22% 和 44.51%,增殖指数为 9.53;0.68T 曝磁组第四代细胞比例只有 11.11%,第五、第六代细胞比例增高为 49.55% 和 24.48%,增殖指数为 8.48,细胞增殖频率明显加快(见图 3)。

2.4 磁场对 MSCs 细胞周期的影响

MSCs 经 0.64T、0.38T、0.008T 静磁场 24 h 间歇曝磁 4 d 后,与对照组相比,各磁场组 G0/G1 期细胞比例均显著降低,而细胞(S + G2/M)期细胞比例显著提高,磁场强度越高,效果越显著 (* $p < 0.05$, ** $p < 0.01$)

3 讨论

骨髓间充质干细胞作为一种存在于骨髓基质中的成体干细胞,具有自我更新能力和多向分化潜能,是目前公认的组织工程最具潜力的种子细胞^[1,2]。静磁场和可变磁场在环境中广泛存在,生物包括人类每天都受到其广泛影响,近年来,磁场在临床治疗中的应用逐渐受到人们的关注^[8]。有大量证据表

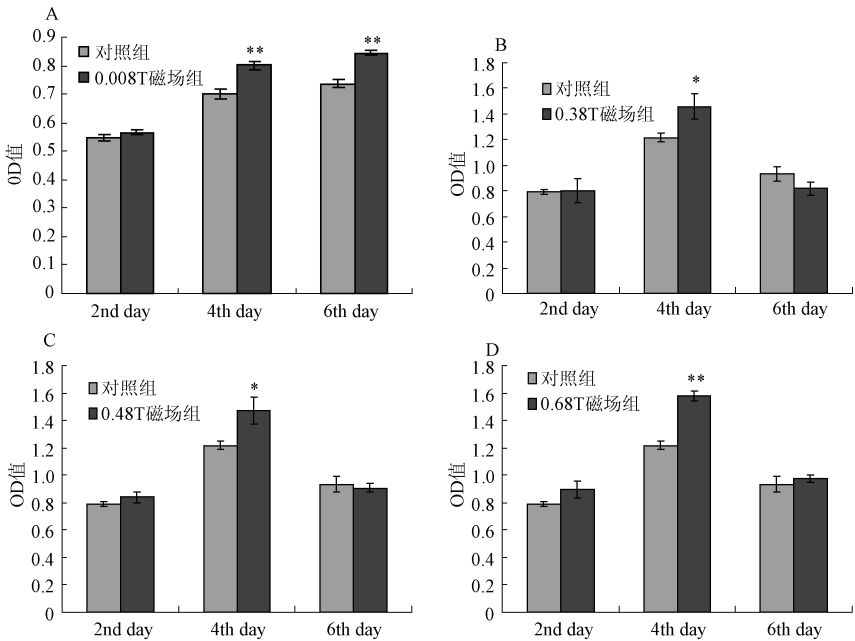


图 2 0.008T(A), 0.38T(B), 0.48T(C), 0.68T(D) 静磁场间歇曝磁对 MSCs 增殖活力的影响 ($\bar{x} \pm s$, * $P < 0.05$, ** $P < 0.01$)

Fig. 2 Effect of interval exposure to 0.008T, 0.38T, 0.48T, and 0.68T SMFs on the proliferation activity of MSCs. ($\bar{x} \pm s$, * $P < 0.05$, ** $P < 0.01$)

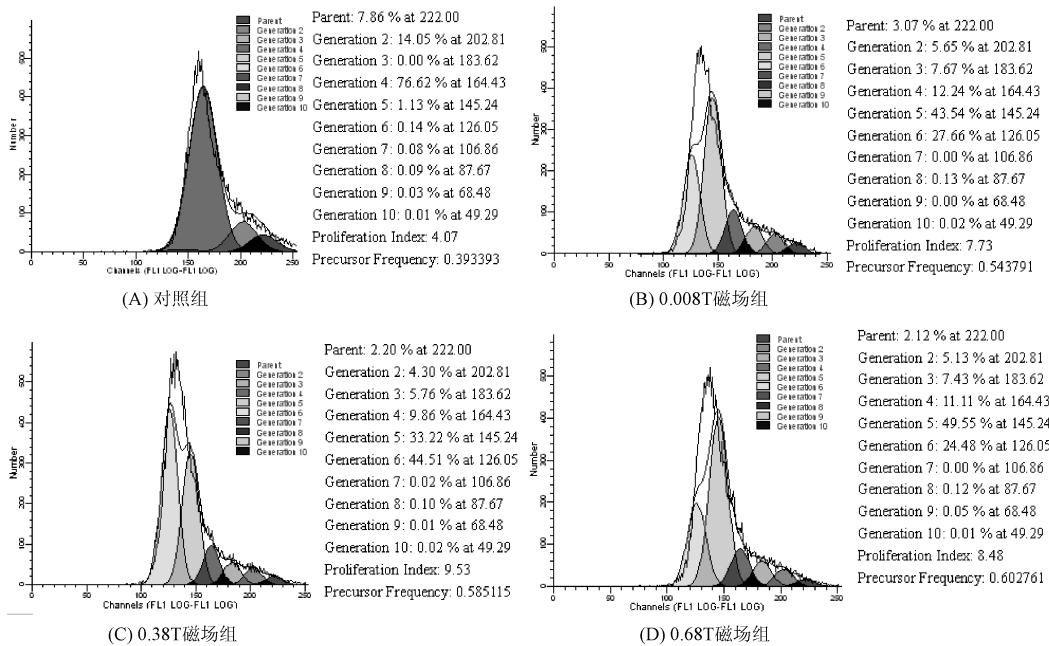


图 3 间歇曝磁 4 d 后各组细胞增殖动力及相关指数

Fig. 3 The proliferation kinetics and related index of MSCs after interval exposure to 0.008T, 0.38T, and 0.68T SMFs for 4 days

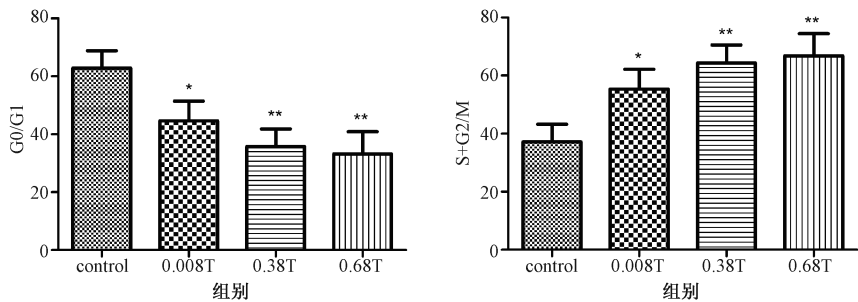


图 4 间歇曝磁 4 d 对 MSCs 细胞周期的影响 (A. G0/G1 期; B. S + G2/M 期; * $P < 0.05$, ** $p < 0.01$)

Fig. 4 Effect of 4-day interval exposure on cell cycle of MSCs (A. Phase G0/G1; B. Phase S + G2/M; * $P < 0.05$, ** $P < 0.01$)

明静态磁场(SMFs)的强度(从 1mT 到 1 T)是可以影响一系列的细胞功能,目前也有许多关于磁场对骨髓间充质干细胞作用的研究报道,但主要以电磁场为主^[9-11]。本实验室前期工作证明,特定参数的磁场能够对化疗损伤小鼠具有明显的保护作用,促进化疗损伤小鼠的造血修复^[6-7];也可以促进大鼠成骨细胞的生长和分泌功能、抑制破骨细胞生长和破骨功能,从而提高骨密度及骨强度,对于骨质疏松有较好的干预效果^[3-5]。骨质疏松主要是由于骨重建的失衡所致,即由成骨细胞介导的骨形成和破骨细胞介导的骨吸收二者脱偶联,成骨细胞由骨髓间充质干细胞分化而来,而破骨细胞源于造血干细胞单

核-巨噬细胞前体分支,骨髓 MSCs 作为骨髓造血微环境的主要生成细胞,可以多向分化为造血微环境的多种组成成分,包括软骨细胞、成骨细胞以及脂肪细胞等,也可以通过分泌多种细胞因子及细胞外基质维持骨髓造血微环境的稳定,促进造血干细胞移植及造血重建^[1-2]。所以骨髓 MSCs 在造血及骨生成过程中均扮演了重要角色,那么静磁场对骨髓 MSCs 具体作用是怎样的,这是我们需要关注的问题。

已有的研究表明,不同的曝磁方式及曝磁环境均可影响磁场对细胞的效应,如 Potenza et al 发现静磁场或振荡磁场能够促进原核细胞增殖^[12],但也有

一系列报道发现磁场可以通过诱导凋亡或坏死,从而抑制细胞的增殖^[8,13,14],这可能是由于曝磁方式以及不同细胞对磁场的敏感度不同造成的,这也使磁场对细胞效应的研究复杂化。我们的前期研究也证明了这一点,相同的磁场、不同的曝磁方式可能会对细胞产生不同的影响,间歇曝磁和持续曝磁对细胞增殖的效应并不相同,本实验中,我们采用了不同强度磁场如 0.008T、0.38T、0.48T、0.68T 磁场,发现间歇曝磁均能明显提高 MSCs 细胞增殖速度及增殖频率,但低强度如 0.008T 相对效应更强,持续时间也更久,到第六天时仍表现出较强的促进效应,而相对较高的强度,如 0.38T、0.48T、0.68T 的磁场,仅在第 4 天表现出对 MSCs 促增殖效应,到第六天作用趋势则有所减弱,并且没有表现出与时间的剂量效应。在细胞周期的研究中,所有磁场间歇曝磁均能显著降低 G0/G1 期细胞的比例,增高 S + G2/M 期的比例,但高强度静磁场(0.38T、0.48T、0.68T)的效应相对更显著。因此,磁场间歇曝磁对细胞的促进增殖效应可能是通过加速细胞周期的进展及降低静息期细胞的比例而实现的。

磁场作为一种外加的物理因子,能够作用于细胞的机制非常复杂。实验以 24 小时为时间间隔对细胞进行间歇曝磁时,细胞群中处于不同细胞周期或生理状态下,间歇曝磁的影响因素可能要比连续曝磁影响的因素更为复杂些。恒磁场对细胞影响的作用机制,目前尚未完全清楚,可能的因素包括:磁场对细胞膜的影响^[15-16];调节细胞膜上的离子通道,通过影响 Ca^{2+} -ATPase 活性或调节 Ca^{2+} 结合蛋白的功能,降低钙离子浓度,借钙离子的第二信使作用而改变细胞行为^[17];③通过改变相关基因的表达直接影响细胞增殖和分化^[18]。本实验中, MSCs 经过不同磁场类型、强度和曝磁方式的干预以后,细胞活力变化趋势不一,再一次证明了磁场的生物学效应存在着“窗口”效应,某一特定频率、特定强度范围的磁场只对某一特定的细胞起作用^[19]。磁场的生物学效应是磁场的各个参数与细胞的共同作用的结果。因此本实验中静磁场对 MSCs 作用的确切机制还需要进一步的研究和探索

【参 考 文 献】

[1] Peister A., Mellad J A., Larson B L, et al. Adult stem cells from bone marrow (MSCs) isolated from different strains of inbred mice vary in surface epitopes, rates of proliferation, and differentiation potential. *Blood*, 2004, 103(5): 1662-1668.

[2] Tian Xin, Tang Liuping, Xiao Ping, et al. Isolation, proliferation, and osteoblast and lipoblast differentiation of human umbilical cord blood mesenchymal stem cells. *Clinical Rehabilitative Tissue Engineering*, 2008, 12: 8493-8496.

[3] 张小云, 张宇. 旋转恒定强磁场对大鼠骨密度及生物力学参数以及破骨细胞影响的体内外实验. *中国临床康复*, 2006, 10(5): 74-7.

Zhang Xiaoyun, Zhang Yu. Experiment on the effect of rotary constant strength magnetic field on bone mineral density, biomechanical parameter and osteoclast in rats in vivo and in vitro. *Chinese Journal of Clinical Rehabilitation*, 2006, 10(5): 74-77.

[4] 张小云, 薛延, 苏湘鄂, 等. 磁场对去卵巢大鼠骨密度、骨强度和骨代谢的影响. *基础医学与临床*, 2002, 22(6): 50-553.

Zhang Xiaoyun, Xue Yan, Su Xiang, et al. Effects of the magnetic field on bone mineral density, strength and metabolism in ovariectomized rat. *Basic Medical Sciences and Clinics*, 2002, 22(6): 550-553.

[5] Zhang Xiaoyun, Yan Xue, Zhang Yu. Effects of 0.4 T rotating magnetic field exposure on density, strength, calcium and metabolism of rat thigh bones. *Bioelectromagnetics*. 2006; 27(1):1-9.

[6] 宋国丽, 王敏, 季百苗, 徐燕侠, 张小云. 不同频率旋转磁场对放射损伤小鼠的保护及造血作用恢复的研究. *中国康复医学杂志*, 2006, 21(8): 689-692.

Song Guoli, Wang Min, Ji Baimiao, et al. Effects of different frequencies rotating magnetic field on mice receiving irradiation. *China Journal of Rehabilitation Medicine*, 2006, 21(8): 689-692.

[7] 王敏, 季百苗, 宋国丽, 张小云. 不同频率旋转强恒磁场对抗肿瘤药物损伤小鼠造血功能恢复效果的差异. *中国临床康复*, 2006, 29(10): 124-128.

Wang Min, Ji Baimiao, Song Guoli, Zhang Xiaoyun. Difference in the recovery of hematopoietic function in mice injured by antineoplastic drugs in rotating constant magnetic field with different frequencies. *Chinese Journal of Clinical Rehabilitation*, 2006, 29(10): 124-128.

[8] Javani Jouni F, Abdolmaleki P, Movahedin M. Investigation on the effect of static magnetic field up to 15 mT on the viability and proliferation rate of rat bone marrow stem cells. *In Vitro Cell Dev Biol Anim*. 2013, 49(3): 212-9.

[9] Song MY, Yu JZ, Zhao DM, Wei S, Liu Y, Hu YM, Zhao WC, Yang Y, Wu H. The Time-Dependent Manner of Sinusoidal Electromagnetic Fields on Rat Bone Marrow Mesenchymal Stem Cells Proliferation, Differentiation, and Mineralization. *Cell Biochem Biophys*. 2013.

[10] Zhong C, Zhang X, Xu Z, He R. Effects of low-intensity electromagnetic fields on the proliferation and differentiation of cultured mouse bone marrow stromal cells. *Physical Therapy*. 2012, 92(9): 1208-1219.

[24] Song Min, Liu Shenpeng. Osteoporosis research of traditional Chinese medicine review. Chinese journal of traumatology. 2005, 13 (6): 71-73.

[25] Wang Zonghui, ZhaiXianBin, Su Rui. Differentiation and treatment of primary osteoporosis clinical research. Journal of Chinese medicine bonesetting. 2006, 17 (8): 9-11.

[26] Xu Zujian, wang Fu, Yin Siyuan, et al. Primary osteoporosis in postmenopausal women of traditional Chinese medicine and BMD of the correlation research. Chinese journal of traumatology. 2008 (9): 4-5.

[27] Lei Bo, li Min, Hu Hanyang, et al. Clinical analysis of combining traditional Chinese and western medicine treatment of osteoporosis. Journal of basic-level medical BBS. 2010, 14 (2): 170-171.

[28] Sun Jiangbo, Liu Xuyin, Liao Huaizhang. Osteoporosis positioning of TCM syndrome and bone mineral density level of correlation study. Journal of combine traditional Chinese and western medicine in the world. 2011, (01): 39-41.

[29] Liao Huaizhang, Sun Jiangbo, Liu Xuyin. Osteoporosis qualitative of TCM syndrome and bone mineral density level of correlation study. Journal of traditional Chinese medicine of hunan. 2010, (5): 53-55.

[30] Sun Jiangbo, Li Zhixiong, Liu Xuyin, et al. Osteoporosis research of TCM syndrome and bone mineral density levels. Journal of traditional Chinese medicine clinical research. 2011, (5): 20-22.

[31] Zhao Yu. Trace elements in postmenopausal osteoporosis patients with TCM syndrome type of related research. Guangzhou university of Chinese medicine. 2005;1-34.

[32] Wu Jianxiong, Huang Chongbo, Cai Hua, et al. Osteoporosis TCM syndrome type and the correlation of cytokines, hormones, osteocalcin clinical research. Chinese journal of traumatology. 2008, (6): 5-7.

[33] Ge JiRong Li Shengjiang, Zhu Xiaoxiang, et al. Different TCM syndrome types and the BsmI vitamin D receptor gene polymorphism with bone mineral density in postmenopausal osteoporosis patients. The relationship between clinical rehabilitation in China. In 2006, 10 (15): 42-44.

[34] Zhang Limei, Huang Jiuling, Liao Bonian. Primary osteoporosis research of TCM syndrome and gender, and age. Modern Chinese medicine application. 2011, (10): 35-36.

[35] Chen Ligang. Osteoporosis, the correlation of syndrome types of traditional Chinese medicine and Chinese medicine constitution classification research. Guangzhou university of Chinese medicine. 2011;1-43.

(收稿日期: 2013-06-24)

(上接第 109 页)

[11] Sun LY, Hsieh D K., Lin P C, Chiu H T, Chiou T W. Pulsed electromagnetic fields accelerate proliferation and osteogenic gene expression in human bone marrow mesenchymal stem cells during osteogenic differentiation. Bioelectromagnetics, 2010, 31 (3): 209-219.

[12] Potenza L, Ubaldi L, De Sanctis R, De Bellis R, Cucchiaini L, Dacha M. Effects of a static magnetic field on cell growth and gene expression in Escherichia coli. Mutat Res 2004, 561(1-2): 53-62.

[13] Sarvestani A S, Abdolmaleki P, Mowla S J, Ghanati F, Heshmati E, Tavasoli Z, Jahromi A M. Static magnetic fields aggravate the effects of ionizing radiation on cell cycle progression in bone marrow stem cells. Micron 2010, 41(2): 101-104.

[14] Miyakoshi J. Effects of static magnetic fields at the cellular level. Prog Biophys Mol Biol. 2005, 87(2-3): 213-223.

[15] Dini L, Abbro L. Bioeffects of moderate-intensity static magnetic fields on cell cultures. Micron. 2005, 36(3):195-217.

[16] Teodori L, Grabarek J, Smolewski P, Ghibelli L, Bergamaschi A, De Nicola M, Darzynkiewicz Z. Exposure of cells to static magnetic fields accelerates loss of integrity of plasma membrane during apoptosis. Cytometry. 2002, 49(3): 113-118;.

[17] Teodori L, Gohde W, Valente M G., Tagliaferri F, Coletti D, Perniconi B, Bergamaschi A, Cerella C, Ghibelli L. Static magnetic fields affect calcium fluxes and inhibit stress-induced apoptosis in human glioblastoma cells. Cytometry. 2002. 49(4): 143-149;

[18] Tenuzzo B, Vergallo C, Dini L. Effect of 6 mT static magnetic field on the bcl-2, bax, p53 and hsp70 expression in freshly isolated and in vitro aged human lymphocytes. Tissue and Cell. 2009, 41(3): 169-179.

[19] Markov M. S. Angiogenesis, magnetic fields and ‘window effects’. Cardiology. 2010, 117(1): 54-56.

(收稿日期: 2013-08-03)

不同强度静磁场间歇曝磁对骨髓间充质干细胞增殖及细胞周
期的影响

作者：[周翠红](#)，[张小云](#)，[张宇](#)，[宋国丽](#)，[ZHOU Cuihong](#)，[ZHANG Xiaoyun](#)，[ZHANG Yu](#)，[SONG Guoli](#)
作者单位：[深圳大学生命科学学院, 深圳, 518060](#)
刊名：[中国骨质疏松杂志](#)

英文刊名：[Chinese Journal of Osteoporosis](#)

年，卷(期)：2014(1)

本文链接：http://d.g.wanfangdata.com.cn/Periodical_zggzsszz201401024.aspx