

# 菌株 *Thermus sp. TibetanG7* 对铯的吸附: 热泉铯硅华形成过程中生物成矿作用的征兆

王海雷 郑绵平 黄晓星

( 中国地质科学院矿产资源研究所, 北京 100037; 中国地质科学院盐湖资源与环境研究重点开放实验室, 北京 100037; 中国地质科学院盐湖与热水资源研究发展中心, 北京 100037; 中国科学院微生物研究所微生物资源国家重点实验室, 北京 100081. E-mail: [whailei@sohu.com](mailto:whailei@sohu.com))

**摘要** 从西藏温泉中分离出了一株菌株 *Thermus sp. TibetanG7*, 检验了它对铯的吸附能力. 同时模拟了热泉中的环境条件, 检测了钠、钾离子和不同的钾离子培养条件对吸附的影响, 以探讨菌株 *Thermus sp. TibetanG7* 在铯硅华形成过程可能起的作用. 结果显示: 尽管钠和钾离子都对菌株吸附铯有一定的影响, 但是菌株仍然显示了一定的吸附铯的能力, 在钠和钾抑制试验中的单位吸附量分别达到了 53.49 和 40.41  $\mu\text{mol}$  铯/克干重菌体. 菌株能较快的吸附铯, 在 5 min 时间内完成了总吸附量的 40%~50%. 同时还发现, 钾离子缺失体系培养的菌体能吸附更多的铯. 菌株 *Thermus sp. TibetanG7* 在热泉中对铯的聚集起了重要的作用. 最后探讨了菌株在铯硅华形成过程中的作用, 提出了铯硅华成矿的物理化学和生物成矿模式.

**关键词** 铯 铯硅华 *Thermus sp. TibetanG7* 吸附 成矿模式

微生物对矿床成矿过程中的作用, 即生物成矿, 在很多类型的矿床中都有过研究 [1,2], Widdel 等人 [3] 的研究厌氧光合细菌在元古代和早古生代海洋中的条带状铁建造(BIFs)的形成起了重要的作用. 能追溯到 35 亿年前的叠层石, 一般认为是微生物成因的 [4]. 但是, 铯在自然环境中一般以单价阳离子形式存在, 同时铯离子也是一种弱的路易斯酸, 与配位体结合的能力较弱 [5]. 铯矿床, 如含铯伟晶岩、含铯盐类矿床、铯星叶石一般认为是非生物成因的 [6]. 对铯矿床生物成因方面的研究目前还没有做过.

作者之一于 20 世纪 80, 90 年代相继西藏的温泉区发现了一种新型的含铯矿床, 铯硅华矿床 [7]. 并做了一些铯硅华中铯的浸取方面的研究 [8]. 但是总有一部分铯残留在黑色的炭渣中, 浸取不出来. 推测可能残留在生物体内部. 栖热菌属细菌一般为大陆温泉区优势生物种群 [9,10]. 研究证实嗜热细菌在原位或控制的实验室条件下, 都能促进水体中硅的沉积沉淀 [11,12]. 活体生物对铯的吸附也有过很多报道 [13~18]. 因此, 应该考虑栖热菌属菌株 *Thermus sp. TibetanG7* 对铯硅华成矿的贡献. 人们已经知道, 虽然生物体对铯离子的细胞外吸附很少 [15], 但是铯离子由于和生物体需要的钾离子有相似的化学性质 [5],

可以通过钾离子通道替换钾进入生物体内 [15,19~21]. 人们还研究了一些环境因子, 如 pH,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+$  和  $\text{Ca}^{2+}$  等, 对真核生物 *Riccia fluitans* 吸附铯的影响 [22]. 但是目前还不知道这些因子是否会对细菌吸附铯产生影响.

本文研究了从温泉区分离到的栖热菌菌株 *Thermus sp. TibetanG7* 对铯的吸附. 同时也讨论了菌株对温泉区铯的原位聚集的贡献. 最后, 我们提出了一种在西藏温泉区形成铯硅华的假说.

## 1 材料与方法

### 1.1 微生物的培养

菌株 *Thermus sp. TibetanG7* 在 CHA 培养基中做常规培养, 培养基成分为(g/L):  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ , 1.5; 酵母浸粉, 2.0; 蛋白胨, 2.0;  $\text{NaNO}_3$ , 1.0;  $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ , 0.21;  $\text{K}_2\text{HPO}_4$ , 0.3;  $\text{CaCl}_2$ , 0.015;  $\text{MgCl}_2$ , 0.2;  $\text{KCl}$ , 0.04; 浓硫酸, 0.005 mL, 以及 10 mL 含(g/L):  $\text{MnSO}_4$ , 2.2,  $\text{ZnSO}_4$ , 0.5;  $\text{H}_3\text{BO}_3$ , 0.5;  $\text{CuSO}_4$ , 0.016;  $\text{Na}_2\text{MoO}_4$ , 0.025;  $\text{CoCl}_2$ , 0.046. 分离后的纯菌株在 70, 130 rpm 的恒温水浴摇床培养. 培养 24 h 后, 4, 4000 rpm 离心 10 min, 收集菌体, 并用去离子蒸馏水冲洗 3 遍, 以洗去多余的营养成分, 保证没有其他离子的影响, 同时也消除细胞生长的影响.

### 1.2 钾离子缺失体系的诱导

菌体在无  $K_2HPO_4$  和  $KCl$  的上述培养基中连续转接 3 次, 每次间隔 24 h, 以后的处理同上.

### 1.3 吸附实验

实验在 10 mL 刻度管中进行, 加入一定浓度的  $CsCl$  和一定量的菌体, 使铯终浓度为  $70 \mu mol/L$ , 菌体浓度约  $0.5 g/L$ . 反应起始体积为 10 mL, 实验温度为  $70^\circ C$ . 菌体干重在  $100^\circ C$  恒温干燥箱干燥 24 h 得到. 调节 pH 以及钾、钠至合适浓度, 以模拟温泉中原位环境条件. 在 pH 实验中, 通过加  $1 mol/L$  的  $HCl$  或  $NaOH$  调节 pH 分别到 3.0, 4.5, 6.0, 7.5 和 9.0. 在钾、钠实验中, 分别加入一定量的  $KCl$  和  $NaCl$ , 使钾、钠浓度分别为 700, 350, 70,  $7 \mu mol/L$  和 7000, 700, 350,  $70, 7 \mu mol/L$ . 设一个不加钾、钠的对照组和一个不含菌液的空白组, 每组设 3 个重复.

在一定的时间间隔取出 1 mL 体积的反应液,  $4^\circ C$ , 9000 r/min 离心 5 min, 取上清液, 利用原子吸收检测上清液中铯离子的浓度(Perkin Elmer).  $Q_{5min}$  和  $Q_{24h}$  分别表示 5 min 和 24 h 的铯吸附量( $\mu mol$  铯/克干重菌体). 所有试剂均为分析纯.

## 2 结果

### 2.1 泉水的离子组成

菌藻席在温泉中大量发育(图 1), 而水体中则以细菌为主 [23](图 2).

泉水中主要离子组成见表 1.

同时我们采集并分析了从泉眼到泉水下游不同点泉水中的铯含量(表 2).

从表中可以看出, 上下游泉水的铯含量有较显



图 1 微生物菌藻席在西藏温泉中大量发育

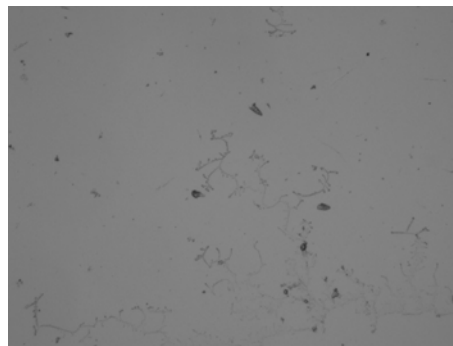


图 2 嗜热细菌在温泉水中大量发育

著的差异: 下游泉水中的铯含量低于上游泉水的.

### 2.2 细菌对铯的吸附及 pH 对吸附的影响

实验用菌株 *Thermus sp.* TibetanG7 分离自温泉区菌藻席. 从图 3 和 4 可以看出, 菌株 *Thermus sp.* TibetanG7 对铯的吸附在开始的 5 min 内进行得相当迅速, 完成了总吸附量的 40% 以上. 5 min 内最大的铯吸附量出现在 pH 6.0 的试验组, 达到了  $45.95 \mu mol/g$  (干重菌体). 而 24 h 的最大吸附量,  $79.26 \mu mol/g$ , 则出现在 pH 7.5 的试验组. 在 pH 6.0 和 7.5 时菌株 *Thermus sp.* TibetanG7 相对较高的铯吸附量

表 1 研究区温泉水的主要离子成分( $mg/L$ )<sup>a)</sup>

泉眼	Cl	SO <sub>4</sub>	HCO <sub>3</sub>	CO <sub>3</sub>	OH	F	Br	B <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	Li	Na	K	Rb	Cs	Ca	Mg	盐度	pH
TGJ-9	21.4	377	-	-	-	2.3	-	-	0.6	56.5	8	0.0827	1.442	3.1	1.1	-	3~4
TGJ-1	149	79.1	170	240	-	22.5	-	-	5.9	457	51.5	0.628	6.797	10.9	1	-	7
GD-1	744.3	115.3	213.5	240	-	13.3	0.4	430.8	23.59	648.2	91.1	1.3	7.6	-	-	2423	7
GD-2	774.3	120.1	396.5	108	-	13.3	0.9	443.2	25.5	678.7	98.8	1.4	8.1	-	-	2471	7
GD-3-1	524.8	11.5	884.5	-	-	5.4	0.2	297.3	0.97	553.7	72.6	0.9	5.1	24.05	19.45	1958	7
GD-4-1	-	86.45	-	-	-	-	0.9	-	23.3	620.3	97.3	1.3	7.5	26.05	6.08	869.1	7
GD-4-3	-	168.11	-	-	-	-	0.3	-	23.6	647	91.3	1.1	6.3	62.12	4.89	1004.7	6
GD-4-6	601.1	275.69	247.7	102	-	7.6	-	358.2	20.7	526.1	81.1	1	6.5	36.87	2.43	2143.2	6
CH-4-1	541.4	156	298.9	45	-	12	1.9	301.1	17.2	470.6	76.7	1.2	3.6	7.52	1.52	1785	6~7
CH-5-1	555.2	150	253.2	63	-	10.5	0.9	302.8	16.9	462.7	79	1.3	3.6	17.54	-	1790	6~7
CH-6-2	579.4	162	178.1	96	-	11.5	1	313.3	17.4	476.3	74.7	1.2	3.7	5.01	-	1830	7~8

a) -表示未检出. 由中国地质科学院盐湖中心实验室司东新、崔锦和刘建华分析

表 2 西藏古堆温泉区中铯离子含量从上游到下游逐渐降低

泉眼	铯离子含量/ $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$					
	上游			下游		
GD-1	3.943	3.652	2.108	-	-	-
GD-2	4.234	4.196	3.978	3.759	-	-
GD-3	4.249	4.165	-	-	-	-
CH-4-5	6.184	6.021	5.883	5.491	5.242	4.821
CH-5	3.719	3.015	2.943	2.856	-	-
CH-6-2	7.116	6.859	6.249	6.113	5.842	-

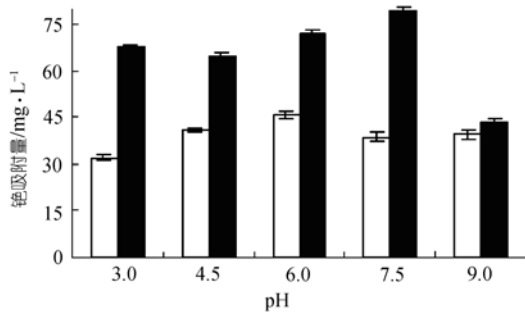


图 3 不同 pH 条件下菌株 *Thermus sp.* TibetanG7 对铯的  $Q_{5\text{min}}$ (空心柱)和  $Q_{24\text{h}}$ (实心柱)吸附  
数据为平均值±标准差 ( $n=3$ )

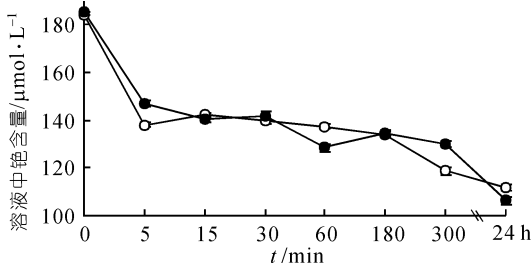


图 4 pH 6.0(空心圆)和 7.5(实心圆)时菌株 *Thermus sp.* TibetanG7 对铯的吸附  
数据为平均值±标准差 ( $n=3$ )

对菌株的原位吸附是非常重要的, 因为大部分温泉水的 pH 在 6~7 之间.

### 2.3 钾、钠离子对铯吸附的影响

调整实验溶液的 pH 至 6.0 以模拟野外环境条件, 而钾、钠离子也根据温泉水中钾/铯、钠/铯比例调整到相应浓度. 图 5 显示了钾离子对铯吸附的影响.

所有含钾离子的实验组的铯吸附量均低于对照组的(不含钾), 说明钾离子能抑制菌株 *Thermus sp.* TibetanG7 对铯的吸附. 但是, 即使在最高的钾/铯比实验组中(钾/铯 10:1, 温泉水中的钾/铯比), 菌株仍然显示了一定的铯吸附量. 钾/铯 10:1 实验组的 24 h

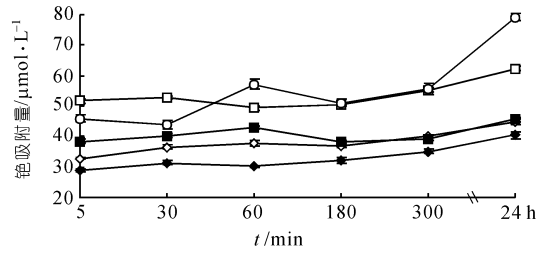


图 5 钾离子对铯吸附的影响  
示  $\text{K}^+/\text{Cs}^+$ , 10:1; 示 5:1; ■示 1:1; □示 1:10; ○示对照组.  
数据为平均值±标准差( $n=3$ )

吸附量( $Q_{24\text{h}}$ )与对照组形成显著对比(51%的抑制), 而开始时的吸附量( $Q_{5\text{min}}$ )虽然较低, 但仍较显著(31%的抑制). 钠离子显示了相似但更弱的抑制作用(图 6).

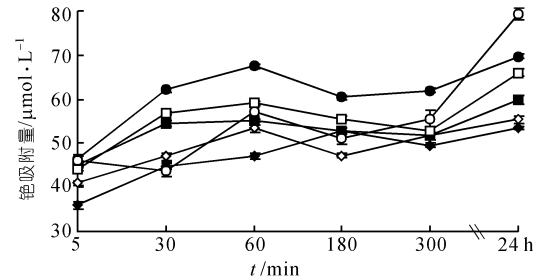


图 6 钠离子对铯吸附的影响  
示  $\text{Na}^+/\text{Cs}^+$ , 100:1; 示 10:1; ■示 5:1; □示 1:1; ●示 1:10;  
○示对照组. 数据为平均值±标准差( $n=3$ )

随着钠离子浓度的升高, 铯吸附量逐渐降低. 最大的抑制作用出现在最高的钠/铯实验组(100:1, 温泉水中的钠/铯), 并且  $Q_{5\text{min}}$ (22%)的抑制比  $Q_{24\text{h}}$ (33%)的低. 而在低的钠/铯(1:10)实验组铯吸附量甚至高于对照组的. 这些说明在较短的接触时间内, 钠离子对菌株 *Thermus sp.* TibetanG7 吸附铯的影响较小.

### 2.4 不同钾离子体系中的铯吸附

图 7 显示了在钾过量和钾缺失体系中菌株对铯吸附的显著不同.

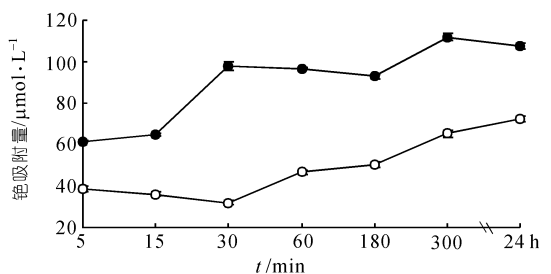


图 7 钾离子过量(空心圆)和钾离子缺失(实心圆)培养条件下菌株对铯的吸附  
数据为平均值±标准差( $n=3$ )

钾缺失体系的菌株的铯吸附量显著高于钾过量体系的。而  $Q_{5\text{min}}$  之间的差别最小, 这说明钾离子体系在菌株与铯离子接触较短时间内对吸附的影响较小。随着时间的推移, 钾离子体系之间的吸附差异逐渐增大, 最大的吸附差异出现在 30 min: 钾离子过量体系的  $31.98 \mu\text{mol/g}$  和钾离子缺失体系的  $97.82 \mu\text{mol/g}$ , 之后差异又逐渐减少, 但是这种差异在  $Q_{24\text{h}}$  仍然显著: 钾离子过量体系的  $72.29 \mu\text{mol/g}$  和钾离子缺失体系的  $107.37 \mu\text{mol/g}$ 。

### 3 讨论与结论

菌株 *Thermus* sp. TibetanG7 显示了中等的铯吸附能力, 低于 *Chorella salina*<sup>[23]</sup> 的铯吸附量, 而高于 *Rhodococcus erythropolis*<sup>[24]</sup>。这种吸附能力进一步被铯浸取实验所证实(图 8)。含菌株的溶液能显著提高铯在铯硅华中的浸出。

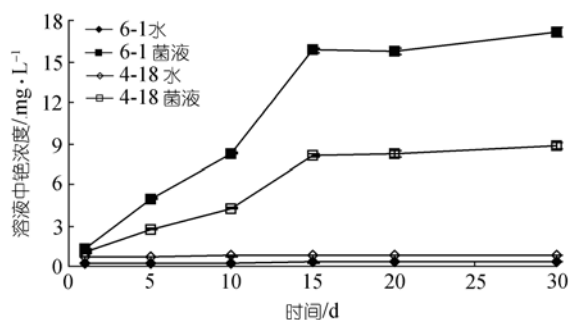


图 8 浸取液中铯离子浓度的变化

在接近中性的 pH 条件下菌株 *Thermus* sp. TibetanG7 对铯的吸附值最大(pH 6.0 时的  $Q_{5\text{min}}$ , pH 7.5 时的  $Q_{24\text{h}}$ ), 这与在 *Chorella salina* 中的研究结果相一致<sup>[16]</sup>, 除了在 pH 3.0 时的  $Q_{5\text{min}}$  相对较低外。伴随着氢离子的进入, 铯离子通过钾离子通道进入细胞内<sup>[25]</sup>, 导致在碱性条件下铯吸附量的降低。但是, 在酸性条件下, 过量的氢离子会与铯离子竞争细胞壁上的吸附位点, 使铯吸附量降低。

一般认为, 活体生物对铯的吸附一般以细胞内吸收为主, 细胞外吸附很少<sup>[15]</sup>。但是菌株 *Thermus* sp. TibetanG7 对铯的吸附在头 5 min 内进行得非常迅速, 说明有一部分是细胞外的吸附。红外光谱分析证实菌株 *Thermus* sp. TibetanG7 对铯的吸附是一个铯离子首先被吸附在细胞壁上的平衡过程<sup>[26]</sup>。

吸附量随着时间上升到  $9.26 \mu\text{mol/g}$  干重菌体, 说明有细胞内吸收的存在。铯离子通过钾离子通道

进入细胞内<sup>[15,19,20]</sup>, 并因为化学相似性替换钾离子<sup>[21]</sup>。分子学研究表明一些钾离子通道对铯离子和钾离子的区别很弱<sup>[27]</sup>。

铯离子通过一些对单价阳离子如  $\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+$  和  $\text{Cs}^+$  可渗透的, 有高度亲和性的钾离子通道<sup>[28]</sup>。一般认为能影响钾离子吸收的环境因子都能影响铯离子进入细胞内<sup>[17,18,22]</sup>。在生物 *Synechocystis* PCC 6803 中, 当  $\text{K}^+/\text{Cs}^+$  为 10:1 时, 钾离子能抑制约 50% 的铯吸收<sup>[29]</sup>。在本实验中, 钾离子和钠离子显示了相似的铯吸附抑制作用, 但是钠离子的抑制作用(33% 的抑制)比钾离子的(51%)弱一些。

但是, 即使在最高的  $\text{K}^+/\text{Cs}^+$  和  $\text{Na}^+/\text{Cs}^+$ , 仍有较高的铯吸附存在(钾抑制实验中的  $40.41 \mu\text{mol/g}$  干重菌体和钠抑制实验中的  $53.49 \mu\text{mol/g}$ )。这些最高比例的  $\text{K}^+/\text{Cs}^+$  和  $\text{Na}^+/\text{Cs}^+$ , 是模拟了温泉水中的  $\text{K}^+/\text{Cs}^+$  和  $\text{Na}^+/\text{Cs}^+$ , 所以在温泉水中, 菌株对铯的吸附仍然是存在的。活体细胞对铯的细胞内吸收是一个依赖于能量的过程, 需要较长的时间(一般超过 24 h)。在温泉区, 随着泉水不断的流过菌藻席, 两者接触的时间非常长, 可以保证菌株对铯的充分的吸收。

室内和野外环境条件差别很大, 甚至在同一温泉的不同区域, 其环境条件也是不同的, 温泉中的钾离子供应不一定是充足的, 从而导致菌株产生一些钾离子缺失体系的细胞。钾离子体系在生物体对铯的吸附过程中扮演了重要的角色, 钾离子缺失体系的细胞能吸附更多的铯<sup>[22,26]</sup>, 所以在温泉中, 菌株 *Thermus* sp. TibetanG7 对铯的吸附可能更高。

上述证据表明, 在温泉中, 随着温泉水流过菌藻席, 其中的一部分铯将被菌藻席中的菌株 *Thermus* sp. TibetanG7 所吸附。而温泉上下游水体中铯离子含量的差异至少有一部分是由而引起的。

栖热菌属的细菌常常是大陆温泉中的优势种群<sup>[9]</sup>。

归纳起来, 温泉中铯的聚集可以通过以下 2 个步骤: 在温泉上游, 随着与温泉水中铯离子的短暂接触, 菌藻席中栖热菌属的菌株快速地吸附铯离子, 这些吸附了铯离子的细胞随着温泉水向下游流动, 不断的沉积在菌藻席中。同时, 随着菌藻席中的生物体与温泉水的长时间的接触, 这些生物体也能吸附和吸收一部分铯离子, 从而导致铯离子在温泉中的富集。当然, 在温泉中, 二氧化硅胶体对铯的吸附也是应该考虑的。



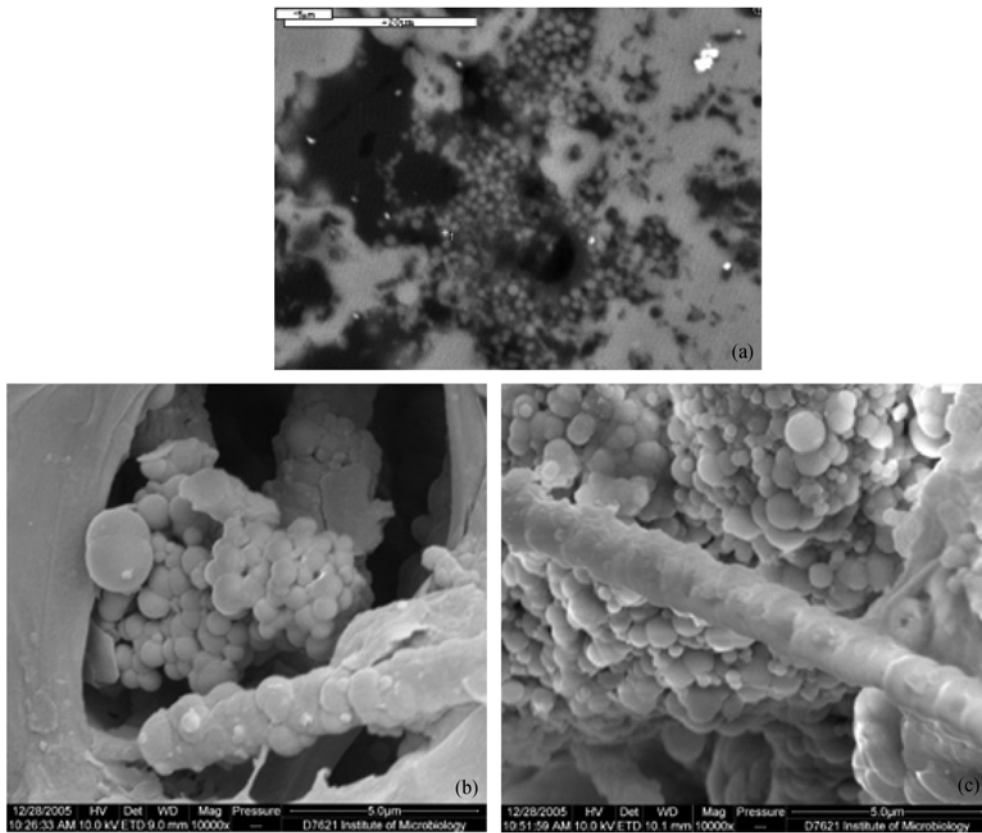


图 9 温泉区铯硅华中不同类型的二氧化硅沉积颗粒

地热区的微生物常常作为一个活跃的位点, 通过降低反应能量阈值而吸附二氧化硅胶体 [30]。嗜热菌属的嗜热细菌, 能促进温泉水中二氧化硅的沉积 [10]。在温泉的硅华中, 通过普通显微镜和扫描电镜, 我们观察到了不同形状的二氧化硅胶体(颗粒状的、菜花状的和叠层石状的, 图 9), 而在菌藻席中, 我们也发现了被菌藻席圈捕的大量的二氧化硅胶体颗粒(图 10)。

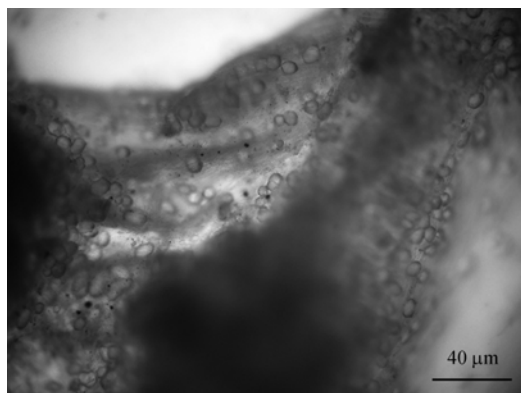


图 10 温泉区中的菌藻席圈捕了大量的二氧化硅胶体颗粒

这里我们提出一种在温泉区形成铯硅华的可能的模式: 在上游嗜热菌属细菌快速地吸附铯离子, 吸附了铯离子的菌体进一步吸附二氧化硅胶体在其表面(表面正电性的细胞能吸附水体中的负电性的二氧化硅胶体颗粒), 从而形成二氧化硅的颗粒。这些含铯离子的二氧化硅颗粒随着水流逐渐地被底部的菌藻席通过物理、化学和/或生物作用吸附。随着时间的推移, 这种菌藻席逐渐地被压实, 并变质成岩。

致谢 黄力和董志扬博士在细菌分离和培养中给予了帮助, 葛军在野外采样中给予了帮助, S.A. Shepherd 博士帮助修改了英文稿, 在此一并感谢。

### 参 考 文 献

- 1 Gillan D C, Ridder De C. Accumulation of a ferric mineral in the biofilm of *Montacuta ferruginosa* (Mollusca, Bivalvia). *Bio-mineralization, bioaccumulation, and inference of paleoenvironments. Chem Geol*, 2001, 177: 371—379[DOI]
- 2 Yee N, Phoenix V R, Konhauser K O, et al. The effect of cyanobacteria on silica precipitation at neutral pH: Implications for bacterial silicification in geothermal hot springs. *Chem Geol*, 2003, 199: 83—90[DOI]

- 3 Widdel F, Schnell S, Heising S, et al. Ferrous iron oxidation by anoxygenic phototrophic bacteria. *Nature*, 1993, 362: 834—836[DOI]
- 4 Watler M R, Bauld J, Brock T D. Microbiology and morphogenesis of columnar stromatolites (Conophyton, Vacerrilla) from hot springs in Yellowstone National Park. In: *Stromatolites*, Walter M R, eds. Amsterdam: Elsevier Publ Co, 1976. 273—310
- 5 Avery S V. Caesium accumulation by microorganisms: Uptake mechanisms, cation competition, compartmentalization and toxicity. *J Ind Microbiol*, 1995, 14(2): 76—84[DOI]
- 6 Hu H, Wang R C, Zhang A C, et al. Compositional heterogeneity and magmatic hydrothermal evolution of pollucite in No. 3 rare metal pegmatite dyke of Altay, Xinjiang. *Miner Depos*, 2004, 23(4): 411—421
- 7 郑绵平, 向军, 魏新俊, 等. 一种新型的铯矿石. *地质论评*, 1986, 32(3): 314—315
- 8 郑绵平, 王秋霞, 多吉, 等. 水热成矿新类型——西藏铯硅华矿床. 北京: 地质出版社, 1995. 114
- 9 Inagaki F, Motomura Y, Doi K, et al. Silicified microbial community at Steep Cone hot spring, Yellowstone National Park. *Microb Environ*, 2000, 16: 125—130[DOI]
- 10 Inagaki F, Motomura Y, Ogata S. Microbial silica deposition in geothermal hot waters. *Appl Microbiol Biotechnol*, 2002, 60: 605—611
- 11 Mountain B W, Benning L G, Graham D J. Biomineralization in New Zealand geothermal areas. *Proceedings 23th NZ Geothermal Workshop*, 2001, 27—32
- 12 Phoenix V R, Konhauser K O, Adams D G, et al. Role of biomineralization as an ultraviolet shield: Implications for Archean life. *Geol Soc Am*, 2001, 29(9): 823—826
- 13 Bange G G J, Overstreet R. Some observations on absorption of cesium by excised barley roots. *Plant Physiol*, 1960, 35: 605—608
- 14 Epstein R, Rains D W, Elzam O E. Resolution of dual mechanism of potassium absorption by barley roots. *Proc Natl Acad Sci USA*, 1963, 49: 684—692
- 15 Avery S V, Codd G A, Gadd G M. Transport kinetics, cation inhibition and intracellular location of accumulated caesium in the green microalga *Chlorella salina*. *J Gen Microbiol*, 1993, 139: 827—834
- 16 Avery S V, Codd G A, Gadd G M. Salt-stimulation of caesium accumulation in the euryhaline green microalga *Chlorella salina*: potential relevance to the development of a biological Cs-removal process. *J Gen Microbiol*, 1993, 139: 2239—2244
- 17 Maathuis F J M, Sanders D. Mechanisms of potassium absorption by higher plants roots. *Physiol Plant*, 1996, 96: 158—168[DOI]
- 18 Smolders E, Vandenbrande K, Merckx R. Concentration of  $^{137}\text{Cs}$  and K in soil solution predict the plant availability of  $^{137}\text{Cs}$  in soils. *Environ Sci Technol*, 1997, 3: 3432—3438[DOI]
- 19 Sheahan J J, Ribeiro-Nieto L, Sussman M R. Cesium-insensitive mutants of *Arabidopsis thaliana*. *Plant J*, 1993, 3: 647—656
- 20 Sacchi G A, Espen L, Nocito F, et al.  $\text{Cs}^+$  uptake in subapical maize roots segments: Mechanism and effects on  $\text{H}^+$  release, transmembrane electric potential and cell pH. *Plant Cell Physiol*, 1997, 38: 282—289
- 21 Avery S V, Codd G A, Gadd G M. Replacement of cellular potassium by cesium in *Chlorella emersonii*. Differential sensitivity of photoautotrophic and chemoheterotrophic growth. *J Gen Microbiol*, 1992, 138: 69—76
- 22 Heredia M A, Zapico R, Garcia-Sánchez M J, et al. Effect of calcium, sodium and pH on biosorption of radiocesium by *Riccia Fluitans*. *Aquat Bot*, 2002, 74: 245—256[DOI]
- 23 王海雷. 西藏地热区微生物对铯的吸附及其对铯硅华成矿的贡献. 博士学位论文, 北京: 中国地质科学院, 2006. 99
- 24 Tomioka N, Uchiyama H, Yagi O. Isolation and characterization of cesium-accumulating bacteria. *Appl Environ Microbiol*, 1992, 58(3): 1019—1023
- 25 Rodríguez-Navarro A. Potassium transport in fungi and plants. *Biochim Biophys Acta*, 2000, 1469: 1—30
- 26 王海雷, 孙凡晶, 郑锦平. 不同钾浓度培养条件对栖热菌 TibetanG6 菌株吸附铯的影响. *中国科学 C 辑: 生命科学*, 2005, 35(6): 513—518
- 27 Rubio F, Santa-María G E, Rodríguez-Navarro A. Cloning of *Arabidopsis* and barley cDNAs encoding HAK potassium transporters in root and shoot cells. *Physiol Plant*, 2000, 109: 34—43[DOI]
- 28 White P J. The molecular mechanism of sodium influx to root cells. *Trends Plant Sci*, 1999, 4: 245—246[DOI]
- 29 Avery S V, Codd G A, Gadd G M. Caesium accumulation and interactions with other monovalent cations in the *Cyanobacterium Synechocystis* PCC 6803. *J Gen Microbiol*, 1991, 137: 405—413
- 30 Ferris F G, Beveridge T J, Fyfe W S. Iron-silica crystallite nucleation by bacteria in a geothermal sediment. *Nature*, 1986, 320: 609—611[DOI]