

Dedicado a

...

Índice general

Índice de figuras	IV
Agradecimientos	VII
Resumen	IX
1. Introducción	1
2. Materiales y métodos	7
2.1. Preprocesado: FastQC, MultiQC y seq.crums	7
2.2. QIIME	7
2.2.1. Selección de OTUs	9
Uclust	10
Greengenes	10
2.2.2. Asignación taxonómica	11
2.3. complexCruncher	11
2.3.1. Regresión lineal y exponencial	11
2.3.2. Ley de potencia x -ponderada	12
2.3.3. Normalización y zona sana	12
2.3.4. RSI y medidas de variabilidad	12
2.4. Método de búsqueda de comportamientos	13
2.5. Fourier	13
2.6. LIMITS: Lotka-Volterra	13
3. Resultados	15

3.1. Estado de los datos	15
3.2. Preprocesado	18
3.3. Clasificación taxonómica	20
3.4. Explorando series temporales	21
3.4.1. Abundancia de taxones	21
3.4.2. Ley de potencias	23
3.4.3. Clasificación por rango	28
3.5. Correlaciones	31
4. Discusión y conclusiones	33
5. Perspectivas de futuro	35

Índice de figuras

1.1. Representación esquemática de ARNr 16S.	2
1.2. Protocolo de secuenciación Illumina con <i>barcode</i>	4
1.3. <i>Paired end vs Mate pair</i>	5
2.1. Flujo de trabajo de QIIME.	8
3.1. Múltiples imágenes	17
3.2. Múltiples imágenes	19
3.3. Abundancia absoluta	22
3.4. Abundancia absoluta:	22
3.5. Abundancia absoluta	23
3.6. Ley de Taylor	24
3.7. V y β saliva	26
3.8. V y β stool	27
3.9. V y β summary	28
3.10. Rango saliva	30
3.11. Rango stoolA	31
3.12. Rango stoolB	32

Agradecimientos

¡Muchas gracias a todos!

Resumen

En este proyecto se analizan datos del estudio *David et al.* [1] procedentes del microbioma de dos individuos. Se trata de datos de secuenciación de la región V4 del ARN ribosomal 16S de los microorganismos presentes en intestino y saliva, tomados a lo largo de un año. Además, se recopilaron datos del estilo de vida de los donantes tales como dieta, ejercicio o enfermedad. Esto supone un total aproximado de 64,8GB de datos. Los sujetos son interesantes porque el primero de ellos tuvo una infección de *Salmonella* durante el estudio y el segundo realizó un viaje al extranjero, lo que nos permite ver cómo varía la dinámica del microbioma en estas situaciones.

En primer lugar, se comprobó la calidad y longitud de la secuenciación y se hizo un filtro previo que redujo muy poco el set de datos. A continuación, se agruparon las *reads* en OTUs al 97 % de similitud de secuencia y se asignó la taxonomía a nivel de género. Con estos datos se obtuvieron unas tablas que incluyen la abundancia absoluta de cada taxón, en cada día y en cada individuo.

En segundo lugar, se hizo un estudio de variabilidad temporal de los microorganismos presentes a partir de su abundancia. Se busca si estos datos se ajustan a algún modelo y encontramos que siguen la ley de Taylor, lo cual nos permite definir a cada individuo con tan solo dos variables. Además, se comprueba la variabilidad haciendo un análisis ordenando por abundancia total a lo largo de los días y haciendo un *ranking* de los microorganismos.

Por último, se calculan las correlaciones de abundancia relativa entre géneros. Se realiza una clasificación previa en grupos de comportamiento en base a una perturbación y se comprueba la correlación entre y dentro de grupos. El campo de las correlaciones se ha cuestionado como medida real de las interacciones y aunque existen modelos que pueden explicarlas mejor, esto solo es la punta del iceberg y aún nos queda un largo camino que recorrer para configurar todos los acontecimientos que se producen en nuestro microbioma.

1 Introducción

A lo largo de la evolución, billones de seres vivos han convivido en simbiosis con el ser humano y son fundamentales para su salud. A este conjunto se le denomina **flora microbiana** o **microbioma humano**. Se estima que tenemos 10 veces más microbios en nuestro organismo que células propias, pero estos huéspedes no ocupan mucho espacio ya que son mucho más pequeños que una célula humana (del 1-3 % de la masa total del cuerpo humano). Adquirimos los microorganismos a partir del nacimiento, durante el parto y la lactancia, y a lo largo de nuestra vida van colonizando nuestra piel, mucosas y, sobre todo, el tubo intestinal con clara preferencia por el intestino grueso. Los obtenemos de los alimentos, el agua y el contacto con otras personas. La importancia del microbioma radica en sus numerosas funciones: regulación de procesos digestivos, producción de sustancias bacteriostáticas y antibióticos naturales contra patógenos, enseña a nuestro sistema inmune a reconocer invasores dañinos, etc. Numerosos estudios demuestran que el cambio en la composición del microbioma está relacionado con estados de enfermedad, planteando la posibilidad de manipular estas comunidades como posible tratamiento. Los conocimientos en este campo han sido escasos hasta el año 2008 cuando se inició el Proyecto Microbioma Humano cuya misión era generar recursos que permitan la caracterización del microbioma humano y el análisis de su papel en la salud y la enfermedad humana.

La forma tradicional de estudiar los microorganismos de cualquier ambiente ha sido mediante técnicas de cultivo. Se obtiene la muestra del medio natural (suelo, agua o heces), se cultiva en un medio previamente definido con las condiciones óptimas y cuando los microorganismos crecen formando colonias, se extrae su material genético para analizarlo. A día de hoy, esta técnica se sigue llevando a cabo en ocasiones en las que se quiere estudiar el genoma de un organismo cultivable concreto ya que es muy sencilla y barata. Sin embargo, no todos los microorganismos presentes en las muestras ambientales son cultivables. Se estima que sólo el 1 % de las bacterias del suelo y entre el 0,1 - 0,01 % de las bacterias marinas. A estos microorganismos se les denomina **no cultivables** y se debe al desconocimiento de los requisitos específicos del cultivo y a la existencia de grupos de microorganismos que deben mantenerse en equilibrio para sobrevivir.

La **metagenómica** surge como alternativa a las técnicas de cultivo para explicar cuáles son los microorganismos presentes en cualquier muestra y estudiar todo el ADN genómico presente en dicha muestra. En este caso, se obtiene la muestra natural, se aíslan los microorganismos presentes, se extrae su material genético y se secuencian todo el genoma o la región de interés. Ejemplos históricos en metagenómica son los estudios de

Tyson et al., 2004 [2] y Venter et al., 2004 [3]. El primero se realizó en ambientes extremos donde se encontró un grupo relativamente pequeño de microorganismos y el segundo, sin embargo, se realizó en el océano donde se encontró una enorme variedad de especies. Ambos ponen de manifiesto el esfuerzo que requiere la secuenciación de estas muestras y su posterior análisis. Gracias a la exponencial evolución hacia la secuenciación de siguiente generación, que ha permitido reducir costos y realizar proyectos más robustos, se pueden realizar estos estudios a gran escala. Y gracias al desarrollo de la bioinformática se han obtenido herramientas potentes y sofisticadas para poder analizar esa inmensa cantidad de datos generada.

Cuando se pretende caracterizar la estructura taxonómica de una comunidad microbiana se puede utilizar la **secuenciación aleatoria** también conocida como *shotgun* o un gen marcador como el **ARN ribosómico (ARNr) 16S**. La primera aproximación trata de romper un genoma en fragmentos al azar, secuenciar cada uno de ellos y luego organizar estas partes superpuestas para guiar el ensamblaje; se puede realizar por clonación utilizando vectores o por secuenciación directa. Los datos en los que se centra este estudio se obtuvieron por la segunda aproximación ya que el 16S es considerado como el cronómetro molecular. Es un polirribonucleótido de unas 1542 pares de bases, codificado por el gen rrs y se encuentra en la subunidad pequeña 30S del ribosoma, orgánulo encargado de la síntesis celular de proteínas. Se utiliza como marcador porque es un gen presente en todas las bacterias y contiene regiones conservadas de forma universal, mientras que otras regiones son variables (Figura 1.1) y esto es lo que hace posible la identificación a un nivel taxonómico suficientemente informativo. Para conseguir una identificación lo suficientemente específica, hay que tener en cuenta la cobertura de secuenciación (para detectar microorganismos que se encuentren en una menor concentración), la longitud de las *reads* (secuencias más largas permiten una asignación taxonómica más precisa) y la tasa de error en la secuenciación (puede generar una asignación incorrecta al enmascarar las regiones variables).

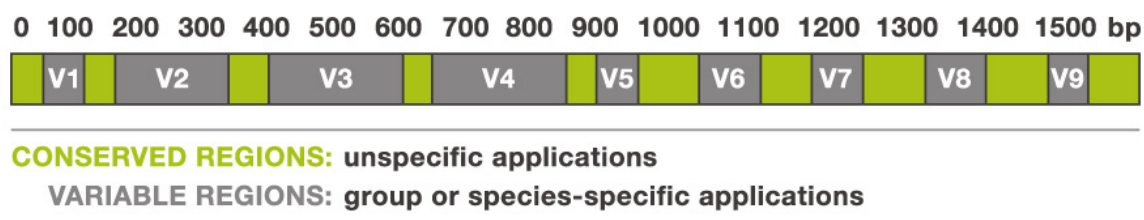
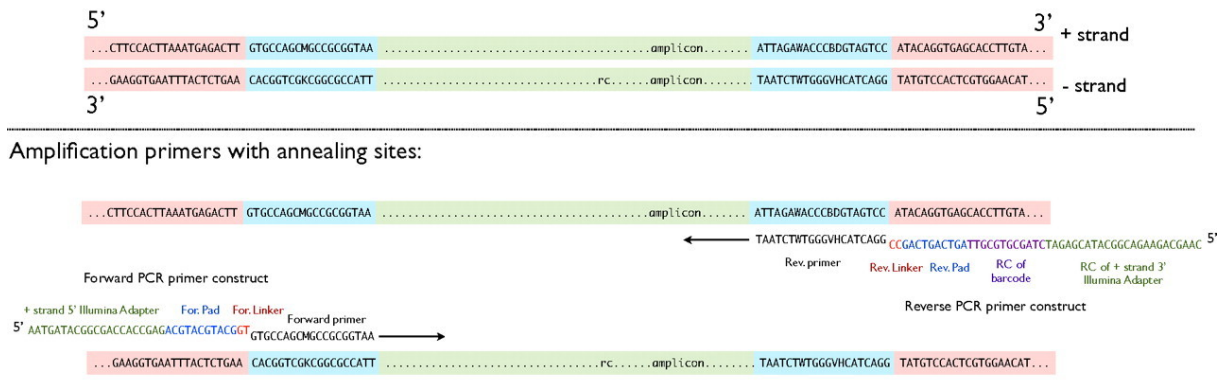


Figura 1.1: Representación esquemática de ARNr 16S. En verde se colorean las regiones conservadas (C) y en gris las variables (V).

Los pasos en un **proyecto metagenómico** son:

1. Extracción del ADN. Se pueden utilizar distintos kits comerciales cuyo fundamento se basa en la lisis de las células mediante compuestos químicos (EDTA, lisozima, detergentes...), seguida de la eliminación de los componentes celulares y finalmente se precipita el material genético para obtener ADN puro en alta concentración.
2. Creación una genoteca de 16S para la secuenciación:
 - Amplificación por reacción en cadena de la polimerasa (*polymerase chain reaction*[PCR]) de la región a ser analizada. Los métodos de secuenciación no son aplicables a moléculas individuales, por lo que es necesario sintetizar múltiples copias para obtener una lectura. En cada ciclo de PCR se llevan a cabo 3 etapas: desnaturalización (donde las cadenas de ADN se separan calentándolas), hibridación (se utilizan cebadores o *primers* que hibridan con su secuencia complementaria por el extremo 3') y extensión (etapa donde actúa la Taq polimerasa sobre el *primer* y agrega bases complementarias para crear cadenas completas de ADN). El tipo de PCR a utilizar puede ser PCR en emulsión o PCR puente.
 - *Barcoding* del ADN para multiplexar el ensayo. Este método permite secuenciar varias muestras en el mismo run de secuenciación, mejorando así el costo-eficacia y el tiempo de obtención de los resultados. En el proceso de PCR, además de los cebadores se añaden por ligación otros trozos de secuencia que no son complementarios a la región diana y por tanto quedan “colgando”. Esos trozos incluyen el adaptador para la plataforma de secuenciación (Illumina en este caso), un *linker* y un código de barras (*barcode*) específico para cada secuencia. El producto de amplificación final es el que se muestra en la Figura 1.2. Éste se utiliza para el siguiente paso.
3. Secuenciación. El desarrollo de la secuenciación de nueva generación (*next generation sequencing* [NGS]) permite obtener millones de fragmentos de ADN de forma paralela, logrando que el número de bases que se pueden secuenciar por unidad de precio haya crecido exponencialmente en los últimos años. Existen distintas plataformas de segunda generación que se pueden clasificar según su método de secuenciar:
 - Síntesis: se basa en el proceso de síntesis de ADN usando la enzima ADN polimerasa para identificar las bases presentes en la molécula complementaria de ADN. A su vez se agrupa en otros tres tipos atendiendo al sistema de detección: **pirosecuenciación** basada en la detección quimioluminiscente de pirofosfato liberado (Ej.: Roche/454), **fluorescencia** cuando los nucleótidos están marcados fluorescentemente (Ej.: Illumina/MiSeq, HiSeq) y **secuenciación no óptica** que mide la liberación de protones (Ej.: ThermoFisher Scientific/Ion Torrent).

Target gene:



Amplification products:

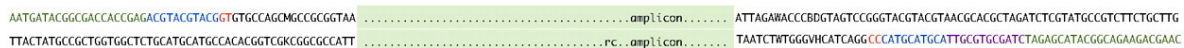


Figura 1.2: Protocolo de secuenciación Illumina con *barcode*. En la primera parte, el gen diana es ARNr 16S en el que se colorean de azul las regiones conservadas y en verde las regiones adecuadas para la clasificación taxonómica. En la segunda parte, se procede a la amplificación por PCR utilizando cebadores de PCR homólogos a la secuencia (negro) que incluyen por ligación un *linker* (rojo), un *barcode* (violeta), y el adaptador Illumina (verde). Lo único que queda unido por hibridación al molde es la parte negra. En la tercera parte, se observa el producto de amplificación.

- Ligación: se emplea una ADN ligasa en lugar de una polimerasa para identificar la secuencia objetivo (Ej.: SOLiD).
- Hibridación: un método no enzimático que utiliza una única muestra de ADN marcada fluorescentemente y se hibrida con una colección de secuencias conocidas (chip de ADN). Si la muestra hibrida fuertemente en un punto dado, se deduce que esa es su secuencia.

En general, los nuevos secuenciadores generan lecturas a partir de los dos extremos de un fragmento de ADN, dando lugar a lecturas apareadas con una distancia conocida entre ellas. Para ello utilizan dos estrategias diferentes (Figura 1.3): *paired end* que proporcionan rangos de tamaños de inserto más estrechos y *mate pair* que cubren tamaños mayores. Las lecturas de tipo *paired end* se generan mediante la fragmentación del ADN en pequeños segmentos de los cuales se secuencian el final de ambos extremos. Por contra, los *mate pairs* se crean a partir de fragmentos de ADN de tamaño conocido, que se circularizan y se ligan usando un adaptador interno. Estos fragmentos circularizados se trocean al azar para luego purificar los segmentos que contienen el adaptador a partir del cual se secuenciará.

Actualmente, se encuentran en desarrollo las tecnologías de tercera generación que tienen como objetivo la secuenciación de moléculas individuales para eliminar el paso de amplificación de ADN, que suele introducir errores y/o sesgos. Además, han conseguido alargar la longitud de secuencia obtenida lo que facilita el ensamblaje. Se predice que

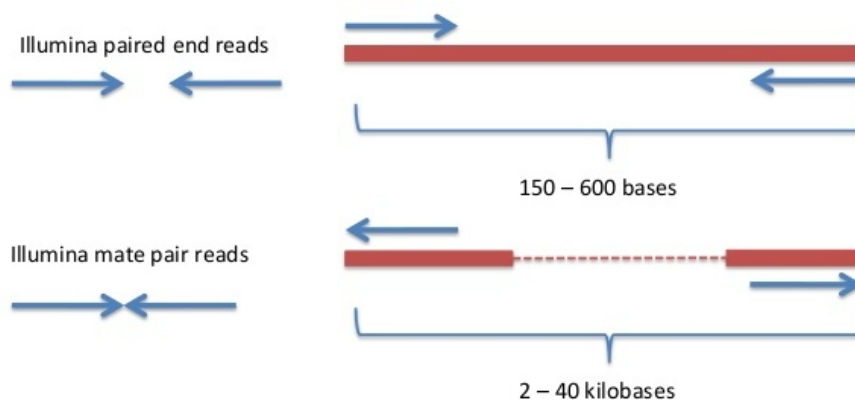


Figura 1.3:
Paired end vs Mate pair.

la plataforma MinION (basada en nanoporos) supondrá una revolución porque incluye las características mencionadas anteriormente y, además, reduce el coste de reactivos y aparatos al tratarse de una técnica no óptica. En julio de 2016 fue utilizado por la NASA para identificar un hongo que está creciendo en la Estación Espacial Internacional (ISS) e investigar la posible existencia de vida fuera del planeta.

4. Análisis bioinformático. Existen varias herramientas pero las más utilizadas por su fácil manejo y su amplia documentación son QIIME y mothur. Ambos *pipelines* incorporan algoritmos para llevar a cabo el control de calidad, agrupación de secuencias, asignación de taxonomía, cálculo de diversidad y visualización de resultados.

Gracias a estas tecnologías se puede conocer la composición microbiana de cualquier ambiente en un determinado momento. Pero esto solo nos daría una fotografía estática del sistema, se puede ir un poco más allá analizando series temporales para observar la dinámica de estas poblaciones. Existe en ecología un modelo universal que describe de las distribuciones espaciales resultantes de muestreos poblacionales. Se conoce como **Ley de potencia de Taylor** y refleja el grado de correlación entre individuos de una población. Es una ley empírica propuesta por Taylor en 1961 [7] basada en la relación entre la media (x_i) y la varianza (σ_i) en la abundancia de poblaciones naturales: $\sigma_i = V \cdot x_i^\beta$. Donde la constante V indica amplitud y β el tipo de distribución. En 1990, McArdle *et al.* [4] propusieron utilizar esta ley con otra medida de la variabilidad poblacional, reemplazando la varianza por el coeficiente de variabilidad. Esto permite detectar patrones de variabilidad en una población e incluso entre distintas poblaciones. Por ejemplo, comparando la variabilidad de una población con su densidad media se pueden detectar *hotspots* (puntos de crecimiento poblacional súbito) o comparar poblaciones en base a sus parámetros ecológicos sirve para entender por qué diferentes especies pueden tener dinámicas poblacionales similares.

En este estudio se analiza una serie temporal de 820 puntos temporales pertenecientes a microbioma intestinal y bucal de dos sujetos procedentes de un repositorio público. La

primera parte del trabajo se centra en la identificación taxonómica de los microorganismos presentes en las muestras. En la segunda parte, se encuentra que los datos siguen la ley de Taylor, lo que permite explorar la estabilidad temporal del microbioma en condiciones diferentes para entender la relación con el estado de salud de los sujetos. Por último, se hace un estudio de las correlaciones entre microorganismos y se abren las puertas al uso de alternativas para medir interacciones, que es un campo donde aún queda mucho por explorar debido a su complejidad.

2 Materiales y métodos

2.1. Preprocesado: FastQC, MultiQC y seq_crums

FastQC (<http://www.bioinformatics.babraham.ac.uk/projects/fastqc/>) es una herramienta de control de calidad para datos de secuenciación, de código abierto e implementada en Java. Permite un fichero de entrada en distintos formatos (fastq, SAM o BAM) y produce un fichero de salida en formato HTML con gráficos y tablas que permiten evaluar los datos. Proporciona mucha información sobre una única muestra: estadísticas numéricas (codificación de calidad según la plataforma utilizada, número total de secuencias...), *score* de calidad, contenido en GC, distribución de longitud de secuencias, etc. Así se puede detectar rápidamente cualquier problema que hay que tener en cuenta antes de realizar análisis posteriores.

MultiQC (<http://multiqc.info/>) es una herramienta de código abierto, implementada en Python que da soporte a muchas herramientas bioinformáticas, entre ellas FastQC. Produce un reporte HTML muy parecido pero permite un análisis a lo largo de varias muestras. La visualización de las muestras en conjunto permite realizar comparaciones y también recopila estadísticas numéricas de cada muestra para ver cómo se comportan los datos.

seq_crums (https://bioinf.comav.upv.es/seq_crums/) es un software de código abierto implementado en Python que utiliza Biopython e incluye utilidades para procesar secuencias. Toma un fichero de secuencias como entrada y crea un nuevo fichero de salida con las secuencias procesadas. Dentro de sus muchas funciones, caben destacar: filtrado de secuencias por calidad media, filtrado por longitud según un umbral máximo y mínimo, eliminación de regiones de baja calidad en los extremos (*trimming*), conversión de formatos, etc.

2.2. QIIME

QIIME (<http://qiime.org/index.html>) [5] son la siglas en inglés de *Quantitative Insights Into Microbial Ecology*. Es un *pipeline* bioinformático de código abierto para realizar análisis de microbiomas a partir de datos de secuenciación. Fue construido utilizando el lenguaje de programación Python con una implementación modular en forma de *scripts* para poder usar cualquier punto dentro de su flujo de trabajo (figura 2.1) de manera independiente.

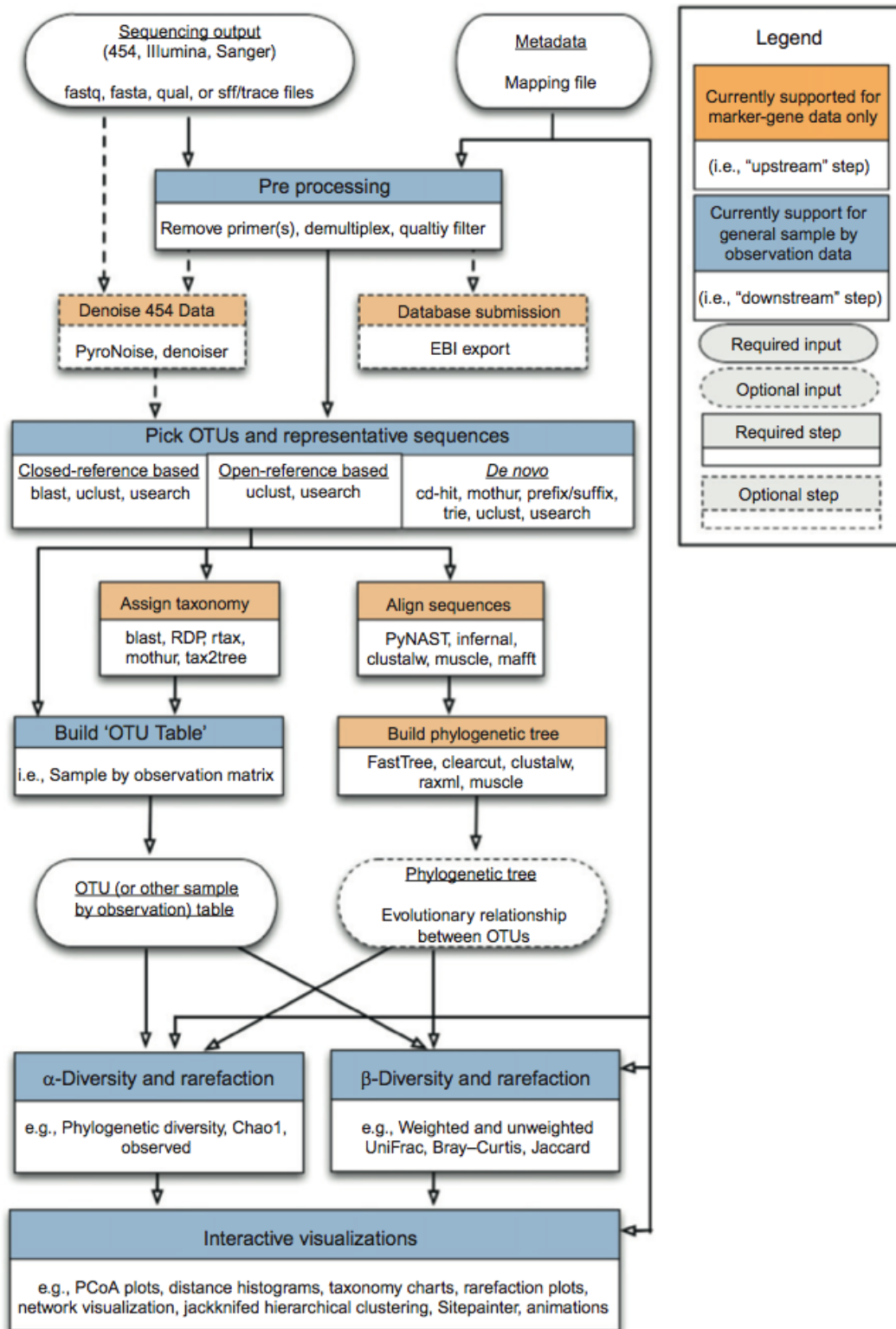


Figura 2.1: Flujo de trabajo de QIIME.

QIIME acepta ficheros de entrada en formato fastq, fasta+qual o sff. Incorpora su propio método de preprocesado, aunque no fue utilizado en este trabajo, que realiza el filtrado de *reads* por calidad, longitud y el demultiplexado simultáneamente a partir de un fichero “mapa” con los metadatos. En este proyecto se ha utilizado QIIME para la selección de OTUs y para la asignación de taxonomía, que son los dos siguientes pasos que incorpora el flujo de trabajo. Incluye tres pasos adicionales con sus respectivas visualizaciones que tampoco fueron utilizados: creación de árboles filogenéticos, estudio de diversidad α y β y método de rarefacción.

2.2.1. Selección de OTUs

OTU (del inglés *Operational Taxonomic Unit*) es una unidad taxonómica operativa, es decir, una unidad de clasificación elegida por el investigador para individualizar los objetos de su estudio sin juzgar si se corresponden a una entidad biológica particular. Se aplica cuando se tienen datos de secuencias de ADN o morfológicos. Puede considerarse OTU un individuo, una población, una especie o cualquier otro taxón. QIIME ofrece tres estrategias de selección diferentes para este paso:

- **Closed-reference:** Las lecturas son agrupadas contra una colección de secuencias referencia y las que no agrupan son excluidas del análisis. Es el método más rápido, al ser muy paralelizable y se obtienen mejores taxonomías porque son OTUs definidas previamente. Sin embargo, no permite detectar nuevas OTUs así que depende mucho de lo bien caracterizada que esté la base de datos. Los métodos de agrupación que se pueden utilizar son: *blast*, *uclust* y *usearch*.
- **De novo:** Las lecturas se agrupan por similitud unas contra otras, sin ningún tipo de referencia externa. El beneficio es que todas las *reads* son agrupadas pero no es paralelizable por lo que sería un proceso muy lento para grandes sets de datos. Los métodos de agrupación son: *uclust* y *usearch*.
- **Open-reference:** Las lecturas son agrupadas contra la referencia y las que no se encuentran en la referencia son agrupadas posteriormente *de novo*. Presenta la ventaja de que todas las *reads* son agrupadas y además es paralelizable la mitad del proceso. Suele ser la estrategia preferida aunque no es recomendable utilizarla en datos con pocas referencias porque el proceso puede tardar días en completarse. Los métodos de agrupación son: *cd-hit*, *mothur*, *prefix/suffix*, *trie*, *uclust* y *usearch*.

Se seleccionó *Closed-reference* y al final del proceso, se obtiene una tabla cuya primera columna es el identificador de OTU y la segunda columna son los conteos que pueden generarse en valor absoluto o relativo.

Uclust (http://drive5.com/usearch/manual/uclust_algo.html) Fue el método de agrupación utilizado. Es un algoritmo diseñado para agrupar secuencias de nucleótidos o aminoácidos en base a su similitud. Cada grupo o *cluster* está definido por una secuencia representativa conocida como “centroide”. Sigue dos criterios de agrupamiento simples, con respecto a un umbral de similitud (T) dado: (1) todas las secuencias dentro de un *cluster* tienen similitud $\geq T$ con la secuencia centroide y (2) todos los centroides tienen similitud $< T$ entre ellos. Hay que tener en cuenta que una secuencia puede coincidir con dos centroides diferentes con similitud $> T$. Idealmente, se asignará al centroide más cercano, pero puede haber dos o más a la misma distancia, en cuyo caso la asignación de *cluster* es ambigua y debe hacerse una elección arbitraria. La similitud se calcula utilizando alineamiento global. Además, se trata de un algoritmo voraz (también conocido como *greedy*) que es aquél que elige la opción óptima en cada paso local esperando llegar a una solución general óptima, por lo que es importante el orden en que van entrando las secuencias. Si la secuencia entrante coincide con un centroide existente, se asigna a ese grupo y si no coincide, se convierte en el centroide de un nuevo grupo. Esto significa que las secuencias deben estar ordenadas para que los centroides más adecuados tienden a aparecer más temprano. Dado que las lecturas más abundantes tienen más probabilidades de ser secuencias de amplicones correctas, y por tanto son más probables de ser verdaderas secuencias biológicas, considera las secuencias de entrada en orden de disminución de la abundancia.

Greengenes (<http://greengenes.secondgenome.com>) Es la base de datos que se eligió como referencia. Contiene taxonomía de 16S de calidad controlada, basada en una filogenia *de novo* que proporciona conjuntos de OTUs estándar. Está bajo la licencia Creative Commons BY-SA 3.0. Incluye los siguientes niveles de taxonomía:

- Nivel 1 = Reino (por ejemplo, *Bacteria*),
- Nivel 2 = Filo (por ejemplo, *Firmicutes*),
- Nivel 3 = Clase (por ejemplo, *Bacilli*),
- Nivel 4 = Orden (por ejemplo, *Lactobacillales*),
- Nivel 5 = Familia (por ejemplo, *Streptococcaceae*),
- Nivel 6 = Género (por ejemplo, *Streptococcus*),
- Nivel 7 = Especies (por ejemplo, *pneumoniae*).

Un ejemplo del formato sería:

***k__Bacteria; p__Firmicutes; c__Bacilli; o__Lactobacillales;
f__Streptococcaceae; g__Streptococcus; s__pneumoniae***

2.2.2. Asignación taxonómica

Una vez se ha creado la tabla OTU, QIIME permite asignar una taxonomía a cada secuencia representativa. Actualmente los métodos implementados son BLAST, clasificador RDP, RTAX, mothur y uclust. Después se realiza un resumen de la representación de los grupos taxonómicos dentro de cada muestra según un nivel elegido por el usuario. Ese nivel dependerá del formato que se devuelva desde el paso de la asignación de taxonomía (1,2,3,4,5,6 o 7). La salida de este proceso es una tabla donde la primera columna es la taxonomía y en la segunda columna se mantienen los conteos en valor absoluto o relativo.

2.3. complexCruncher

Es un software de código abierto implementado en python por Jose Manuel Martí que sirve para el estudio de series temporales. Acepta como *input* ficheros excel (en formato xlsx) y genera como *output* una serie de gráficos (eps, svg, png, pdf o ps) y tablas (tex o xlsx). Se puede utilizar en modo automático, que genera todos los resultados, o interactivo, que genera los resultados que el usuario pide. En los siguientes apartados se especifica la forma de generar cada resultado.

2.3.1. Regresión lineal y exponencial

La recta de regresión, conocida también como recta de mejor ajuste o recta de mínimos cuadrados, es aquella que mejor se ajusta a los datos lo más estrechamente posible. La idea es que los valores de la recta estén lo más cerca posible de los valores observados pero siempre quedan distancias entre los puntos y la recta, que son los denominados errores residuales. Para realizar el ajuste, se suman todos los cuadrados de los errores residuales para obtener un solo error que se llama suma de los errores al cuadrado (SSE – siglas en inglés de “Sum of Squares Error”) y se elige la recta con el valor más pequeño SSE.

En ocasiones los datos no se ajustan a una recta sino a una curva exponencial de la forma $y = A \cdot r^x$. En estos casos, se convierte la curva exponencial en recta por medio de logaritmos y se aplica el ajuste visto anteriormente. Aplicando logaritmos quedaría de la forma:

$$\log y = \log(A \cdot r^x) \tag{2.1}$$

que con propiedades de logaritmos queda como:

$$\log y = \log A + x \cdot \log r \tag{2.2}$$

donde la pendiente es $\log r$ y la intersección con el eje y es $\log A$.

2.3.2. Ley de potencia x -ponderada

2.3.3. Normalización y zona sana

Para mostrar todos los estudios bajo ejes comunes, se estandarizan los parámetros de Taylor utilizando el grupo de sujetos sanos para cada estudio individualmente. Con este enfoque, todos los estudios se pueden visualizar en un diagrama compartido con unidades de desviación estándar de los parámetros Taylor en sus ejes.

Para el parámetro V , la estimación de la media (\hat{V}) del grupo de sanos, compuesta por h individuos, es:

$$\hat{V} = \frac{1}{W_1} \sum_{i=1}^h V_i \omega_i = \sum_{i=1}^h V_i \omega_i \quad (2.3)$$

con $W_1 = \sum_i^h \omega_i = 1$, donde ω_i son los pesos normalizados calculados como:

$$\omega_i = \frac{\frac{1}{\sigma_{V_i}^2}}{\sum_i^h \frac{1}{\sigma_{V_i}^2}} \quad (2.4)$$

donde σ_{V_i} es una estimación de la incertidumbre en V_i obtenida junto con V_i de la ley de potencia x -ponderada (descrita en el apartado anterior) para sujetos sanos.

Del mismo modo, la estimación de la desviación estándar para la población sana ($\hat{\sigma}_V$) es:

$$\hat{\sigma}_V = \sqrt{\frac{1}{W_1 - \frac{W_2}{W_1}} \sum_{i=1}^h \left[\omega_i (V_i - \hat{V})^2 \right]} \quad (2.5)$$

con $W_2 = \sum_i^h \omega_i^2$, que finalmente queda como:

$$\hat{\sigma}_V = \sqrt{\frac{1}{1 - \sum_i^h \omega_i^2} \sum_{i=1}^h \left[\omega_i (V_i - \hat{V})^2 \right]} \quad (2.6)$$

2.3.4. RSI y medidas de variabilidad

El RSI se muestra como un porcentaje en una barra separada a la derecha del gráfico de la matriz de rango (figuras 3.10, 3.11 y 3.12). El RSI es estrictamente 1 para un elemento cuyo rango nunca cambia con el tiempo y es 0 para un elemento cuyo rango oscila entre los extremos. Por tanto, el RSI se calcula para cada elemento como 1 menos el cociente entre número de saltos de rango reales y el número máximo posible de saltos, todo a la potencia p :

$$\text{RSI} = \left(1 - \frac{\text{saltos de rango reales}}{\text{saltos de rango posibles}} \right)^p = \left(1 - \frac{D}{(N-1)(t-1)} \right)^p \quad (2.7)$$

Donde D es el número total de saltos de rango dados por el elemento estudiado, N es el número de elementos que han sido clasificados, y t es el número de muestras temporales. El índice de potencia, $p = 4$, se eligió arbitrariamente para aumentar la resolución en la región estable.

Finalmente, bajo las matrices de rango (figuras 3.10, 3.11 y 3.12), hay un gráfico con dos medidas relevantes para la variabilidad del rango a lo largo del tiempo. Por un lado, RV se calcula como un promedio para todos los taxones del valor absoluto de la resta entre el rango de cada taxón en el tiempo que se calcula y el rango global de cada taxón. Y por otro lado, DV se calcula como un promedio para todos los taxones del valor absoluto de la resta entre el rango de cada taxón en el tiempo que se calcula y el rango que tenía en el tiempo anterior.

2.4. Método de búsqueda de comportamientos

2.5. Fourier

2.6. LIMITS: Lotka-Volterra

3 Resultados

3.1. Estado de los datos

Los datos utilizados en el presente trabajo proceden del estudio *David et al.* [1] y se encuentran en el repositorio EBI (European Bioinformatics Institute) ENA (European Nucleotide Archive) con el número de acceso ERP006059.

Comprenden un total de 820 ficheros en formato fastq cada uno de los cuales corresponde a un día de toma de muestra y secuenciación. Los donantes fueron dos varones de 26 y 36 años denominados sujeto A y B, respectivamente. Las muestras fueron tomadas de saliva y heces para analizar el microbioma de boca e intestino, generando tres grupos de estudio:

- Boca del donante A: muestras recogidas entre los días 26-364 que comprenden un total de 286 ficheros.
- Intestino del donante A: muestras recogidas entre los días 0-364 que comprenden un total de 342 ficheros.
- Intestino del donante B: muestras recogidas entre los días 0-318 que comprenden un total de 192 ficheros.

No se tomaron muestras de saliva del sujeto B. Como puede observarse en los grupos anteriores, la saliva comenzó a recolectarse más tarde y hay que destacar que en todos los grupos hay algunos días sin muestra (razones sin especificar). Las muestras las tomaban los propios donantes en casa guardándolas temporalmente a -20°C hasta que se transportaban al laboratorio donde se almacenaban a -80°C.

También se tomaron metadatos sobre el estilo de vida mediante una aplicación iOS que utiliza una base de datos SQL donde los sujetos anotaban diariamente 13 categorías: alimentación, movimientos intestinales, notas, dieta, ejercicio, aptitud física, cambio de ubicación, medicación, estado de ánimo, higiene bucal, sueño, micción y consumo de vitaminas. Además, se dan dos escenarios de cambio en el ambiente del microbioma debido a que el individuo A hizo un viaje entre los días 71-122 desde América (residencia habitual) al suroeste de Asia donde presentó episodios de diarrea por el cambio de dieta/entorno (entre los días 80-85 y 104-113) y el individuo B sufrió salmonelosis durante los días 151-159 pero no tomó antibióticos durante la infección.

Respecto a la identificación de microorganismos, se decantaron por secuenciar la región V4 del ARN ribosomal 16S con la plataforma Illumina GAIIx. El ADN fue amplificado utilizando *barcoding* y secuenciando lecturas *paired end* de 100 pb. El primer obstáculo con los datos se encuentra aquí, ya que en el repositorio no hay dos archivos por muestra como suele ocurrir cuando se trabaja con *paired end* (Materiales y métodos). Existen 820 archivos únicos (uno por día) con *reads* de longitud ≤ 100 pb. Se desconoce el procedimiento llevado a cabo por los autores, aunque puede hipotetizarse que o bien utilizaron *single end* pero han cometido una errata al describir la forma de secuenciación, o bien utilizaron *paired end* pero posteriormente los solaparon creando lecturas *single* de 100 pb con mejor calidad o incluso que solo hayan utilizado uno de los dos pares (5' o 3'). Para este trabajo son necesarias secuencias no apareadas (únicas) para posteriores análisis así que se da por hecho que las secuencias de los ficheros descargados del repositorio son *single* ya que 100 pb son suficientes para una resolución biológicamente significativa si se eligen juiciosamente los cebadores [6].

Se han encontrado otras incidencias en los datos como la falta de metadatos para la muestra “Stool69.1260101.fastq” y la existencia dos muestras para el mismo día (concretamente los días 79, 127, 128, 231, 238, 275, 277, 284 en saliva sujeto A; los días 7, 44, 74, 79, 82, 84, 106, 120, 162, 277 en intestino sujeto A y el día 177 en intestino sujeto B).

Para hacerse una idea de la calidad de los datos, se utilizó FastQC generando un informe para cada uno de los 820 ficheros. Como es muy tedioso ir inspeccionando uno por uno, se utilizó MultiQC para obtener un fichero resumen de todos ellos. El resultado puede observarse en la figura 3.1. El primer plot muestra la calidad medida con *phred score* (q) a lo largo de las bases en las 820 muestras. En general la calidad es buena pues casi todas las bases (a excepción de dos) presentan valores superiores a 20. La calidad tiende a bajar un poco en los extremos de las secuencias, fenómeno que suele darse en secuenciación frecuentemente. El segundo plot muestra la calidad en base al número de secuencias. Se forma algo parecido a una campana de Gauss, mostrando que la mayoría de las secuencias tienen calidad $q=35$ y hay muy pocas de “mala calidad” ($q<30$) en su extremo izquierdo.

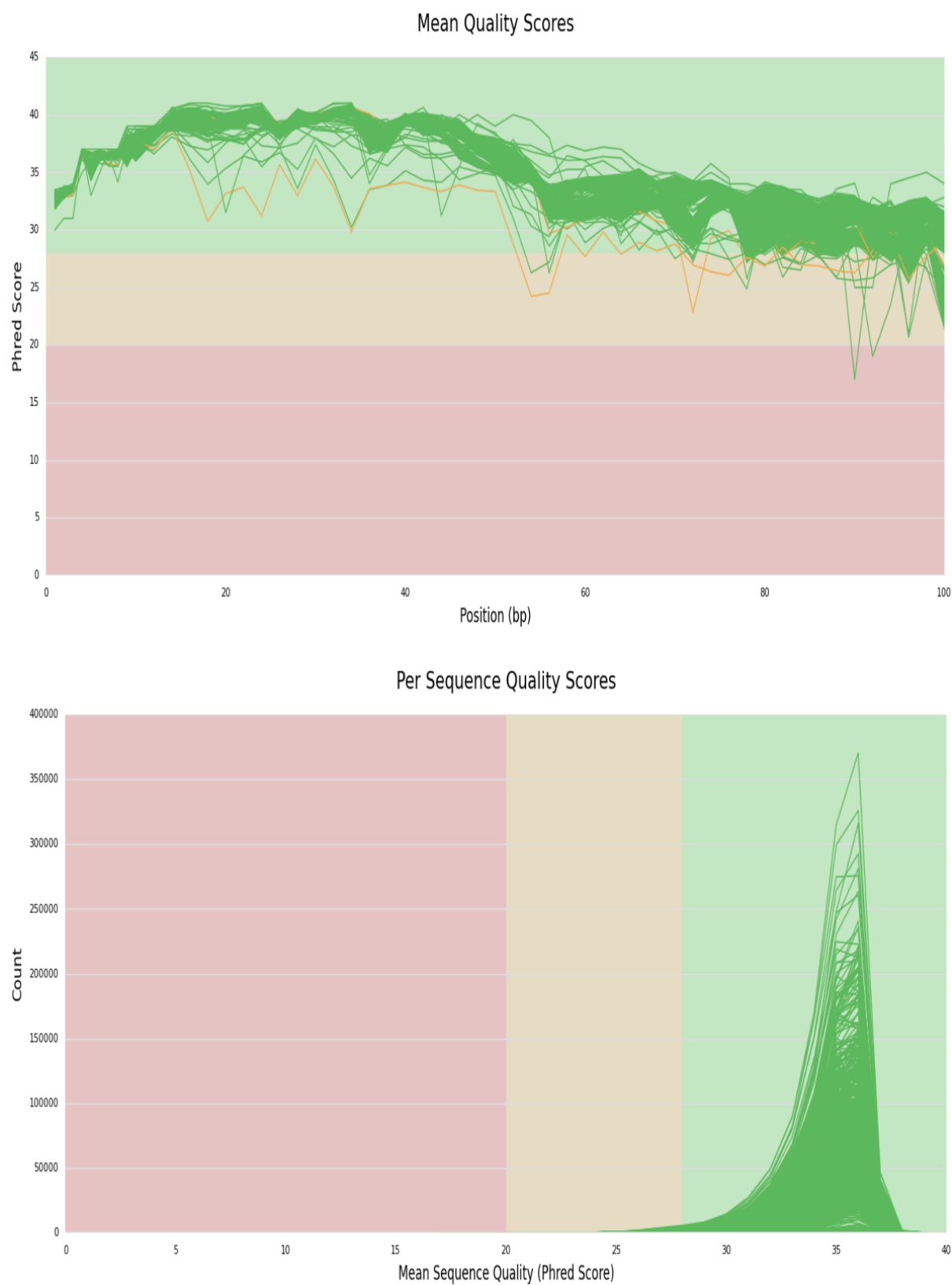


Figura 3.1: Múltiples imágenes

3.2. Preprocesado

Antes de realizar cualquier análisis es necesario un preprocesado. Del secuenciador se obtiene el fragmento de ADN mencionados en el apartado 1.1.2 – *barcoding* (figura 1.2). A esto se le denomina “multiplex” y a la acción de procesarlo se le denomina “demultiplexar”. Además, hemos visto que la plataforma de secuenciación no es perfecta y en ocasiones se obtienen calidades no deseadas.

En este caso no es necesario realizar un demultiplexado ya que los autores han realizado este paso previamente y los datos que se encuentran en el repositorio ya están libres de adaptadores. Se comprobó buscando la secuencia del cebador de PCR directo (GTGC-CAGCMGCCGCGGTAA) y el cebador reverso (GGACTACHVGGGTWTCTAAT) en las *reads* pero no fueron hayadas (ni tampoco las secuencias reversa, complementaria y reversa-complementaria a los cebadores). Por ello se deduce que ya fueron eliminados.

En general las calidades de secuenciación eran buenas como se ha visto en el apartado anterior, pero aún pueden eliminarse algunas secuencias que tenían peor calidad. El valor q al cual filtrar es arbitrario, siempre hay que llegar a un compromiso entre quedarse con lecturas de buena calidad pero sin perder demasiada información. En este caso, con un valor de 30 se pierden pocas lecturas y nos quedamos con una buena calidad: habían 211.731.053 *reads* de partida y tras el filtrado quedan 208.266.760 *reads*, así que se ha eliminado el 1,636 % de las lecturas al filtrar. Las secuencias fueron filtradas con `seq_crumb`s para eliminar todas aquellas con calidad media $q < 30$. Los resultados pueden observarse en la figura 3.2. Como se ha filtrado por calidad media no se observa ningún cambio en el primer plot de calidad a lo largo de las bases. Sin embargo, en el segundo plot se ve muy claro que el programa ha eliminado todas las *reads* por debajo de 30, perdiendo esa cola que rozaba la franja sombreada en naranja.

El número de lecturas que se obtienen cada día también es un factor importante. Si en un fichero aparecen tan solo 2 o 3 *reads* es un indicativo de que algo no salió bien en la secuenciación ese día. Por tanto, se ha realizado un paso más de preprocesado de los datos, eliminando aquellos ficheros que contenían un número de *reads* inferior a 10.000. Este valor también es arbitrario en base al compromiso cantidad-calidad de información, esto es, si elimino muchas secuencias me quedaré sin información pero si incluyo los ficheros con pocas *reads* estaré introduciendo errores a mi análisis. Los días eliminados del estudio aparecen detallados en la tabla 3.1. De 208.266.760 *reads* que venían del paso anterior, ahora obtenemos 208.231.302 *reads* totales con las que se va a realizar todo el análisis.

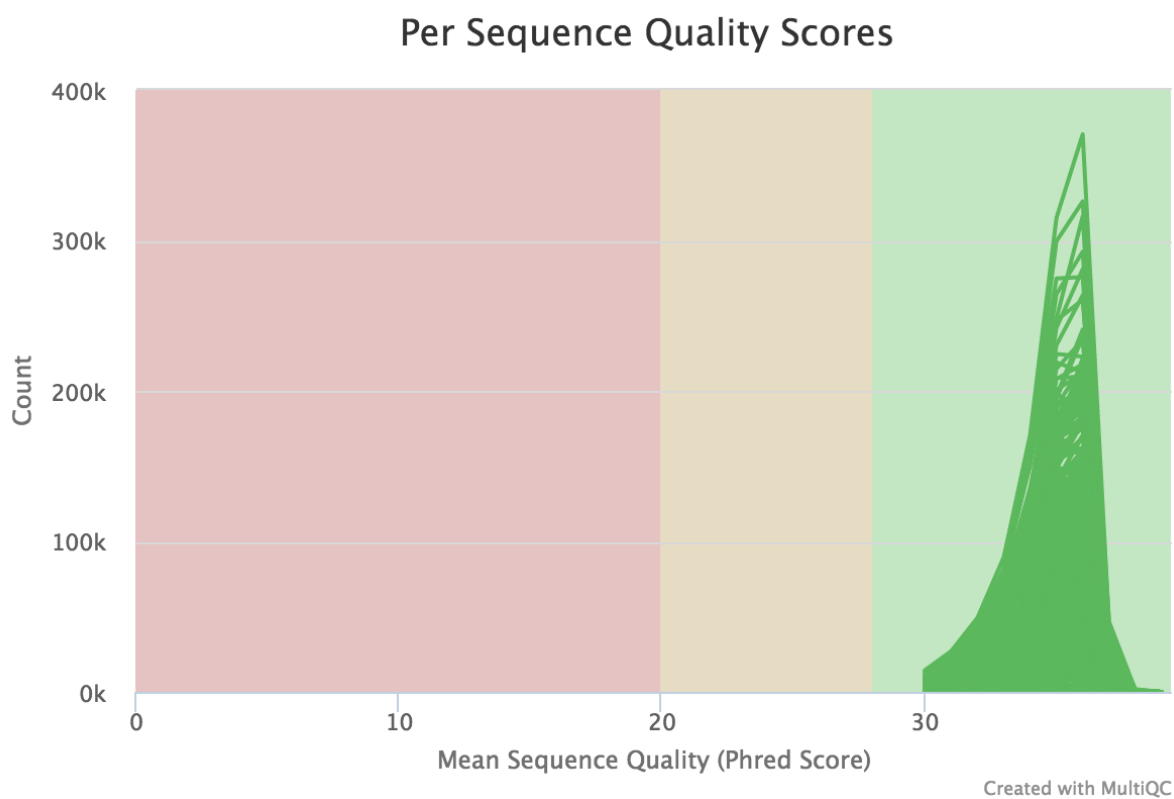


Figura 3.2: Múltiples imágenes

3.3. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

ID muestra	Número de <i>reads</i>	Donante
Stool448.1259730	1	Sujeto B
Stool196.1259770	2	Sujeto A
Stool13.1259916	4	Sujeto A
Saliva267.1260193	5	Sujeto A
Stool85.1260354	8	Sujeto A
Stool217.1260272	8	Sujeto A
Stool63.1259769	29	Sujeto A
Stool120.1259849	31	Sujeto A
Stool147.1260039	39	Sujeto A
Stool36.1259652	54	Sujeto A
Stool453.1260253	1006	Sujeto B
Stool92.1259811	1423	Sujeto A
Stool452.1259809	1738	Sujeto B
Stool384.1259728	2501	Sujeto B
Stool340.1260381	2746	Sujeto A
Stool4.1260013	3553	Sujeto A
Stool343.1259705	4004	Sujeto A
Stool454.1260333	4491	Sujeto B
Stool382.1260123	6395	Sujeto B
Stool345.1259808	7420	Sujeto A
TOTAL	35458	

Tabla 3.1: Tabla de ancho fijo.

3.3. Clasificación taxonómica

Para este paso se utilizó QIIME v1.9.1. Tras el filtro de calidad, se convirtieron los ficheros fastq en fasta que es el formato de entrada en QIIME. A continuación se eliminaron quimeras, que son combinaciones de dos o más secuencias producidas durante el proceso de PCR como un artefacto. De 208.266.760 *reads* de partida se obtienen 206.928.490 *reads* tras este paso, por lo que el 0,64 % de las secuencias eran quimeras. Para la selección de OTUs se eligió la estrategia *open-reference* al 97 % de similitud con la base de datos Greengenes y con el método UCLUST. Por último, se asignó la taxonomía resumiendo los taxones a nivel de género (L6).

En este procedimiento se parte de un gran número de ficheros que contienen secuencias de ADN tomadas a lo largo de un año y se obtiene una gran tabla que resume la abundancia absoluta de OTUs (filas) que había cada uno de los días de ese año (columnas). Se genera una tabla de abundancia por cada muestra y sujeto con las siguientes dimensiones:

- Saliva del donante A: 573 (OTUs) x 285 (días).
- Heces del donante A: 582 (OTUs) x 329 (días).
- Heces del donante B: 402 (OTUs) x 186 (días).

Todo este proceso queda detallado en el *pipeline* del anexo 1, en el que pueden encontrarse todos los *scripts* de QIIME utilizados con la explicación de cada opción. Es totalmente reproducible e incluye además un *script* de creación propia implementado en Python, que formatea los ficheros de salida de QIIME (un .txt por día) en el fichero de entrada de la siguiente herramienta de análisis, complexCruncher (que requiere un excel por individuo con una tabla donde aparezcan todos días como columnas adyacentes).

3.4. Explorando la variabilidad temporal

Para extraer las propiedades globales del sistema, se utilizó el software complexCruncher v.1.1rc12. Se utilizó en modo automático para generar todos los análisis que incluye de forma simultánea (ver Materiales y métodos). A continuación se detallan todos los resultados obtenidos.

3.4.1. Abundancia de taxones

Una vez generadas las tablas de abundancia absoluta en el apartado anterior, se representa mediante un histograma la abundancia total cada día para dar una idea global de los datos. En la muestra de saliva (figura 3.3) existe, en general, una abundancia alta a excepción de algunos días donde se aprecia un claro descenso. En el caso de intestino A (figura 3.4) hay más días de muestra, lo que dificulta un poco su visualización pero se aprecia que hay muchos días con abundancias muy bajas. Por último, la muestra de intestino B (figura 3.5) tiene abundancias elevadas durante los primeros días pero a partir de aproximadamente el día 20, casi todas las abundancias son inferiores.

Los conteos absolutos están llenos de errores sistemáticos que se deben tanto al proceso de secuenciación como a la asignación taxonómica. Los cambios en abundancia estarían enmascarados por esos errores, así que se trabaja con abundancia relativa de los taxones para ver la variabilidad temporal. ComplexCruncher realiza internamente el cambio de abundancia absoluta a abundancia relativa y realiza todos los cálculos posteriores con estos valores.

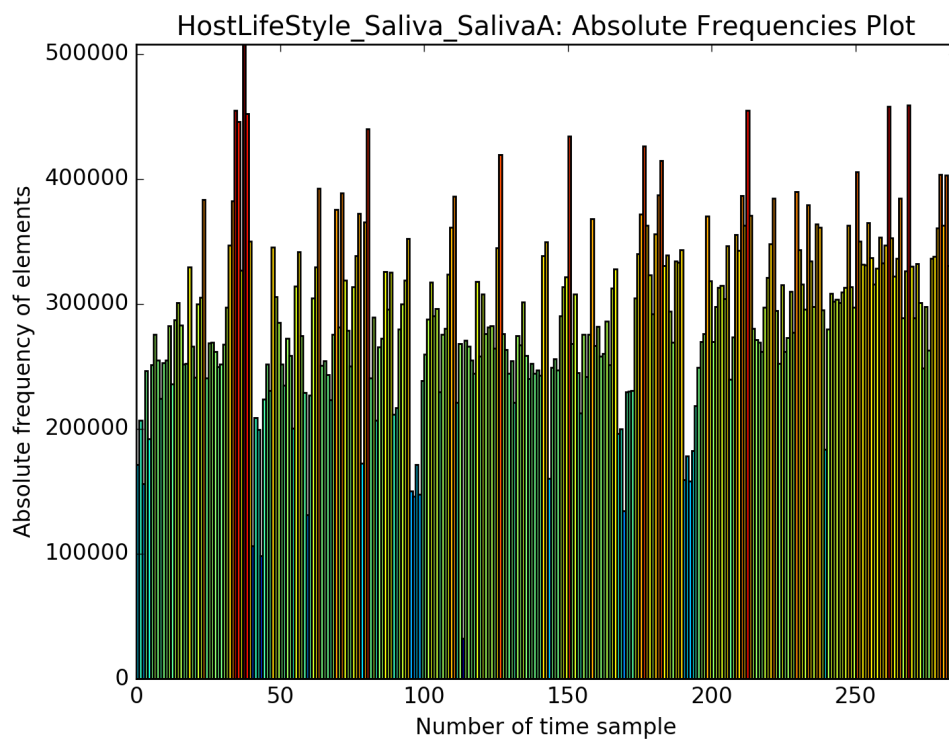


Figura 3.3: Abundancia absoluta

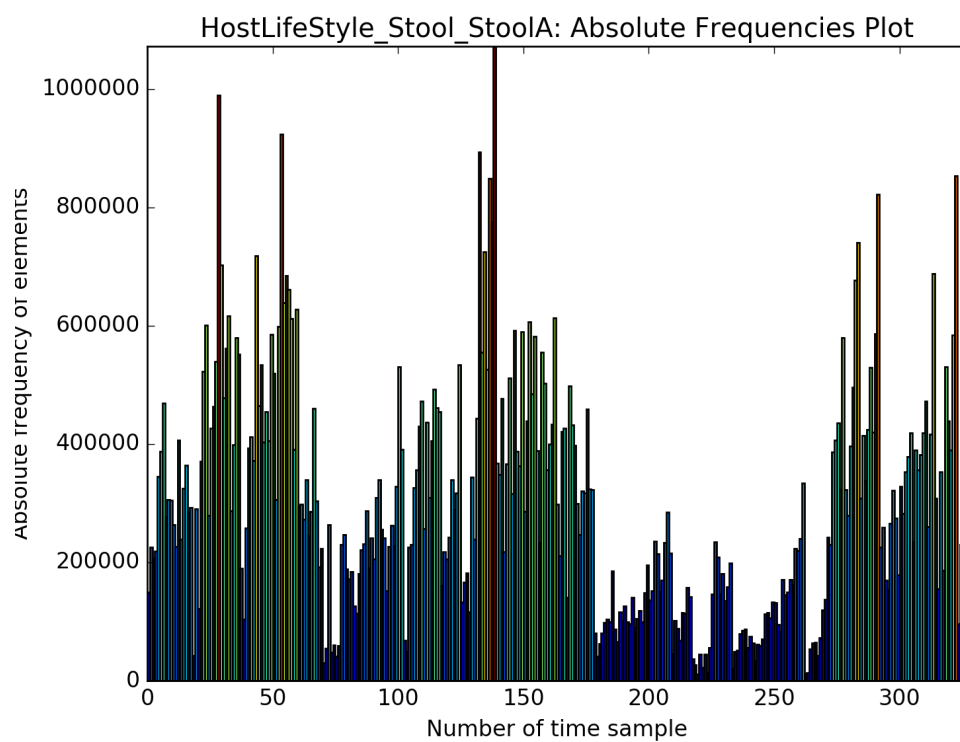


Figura 3.4: Abundancia absoluta:

.....

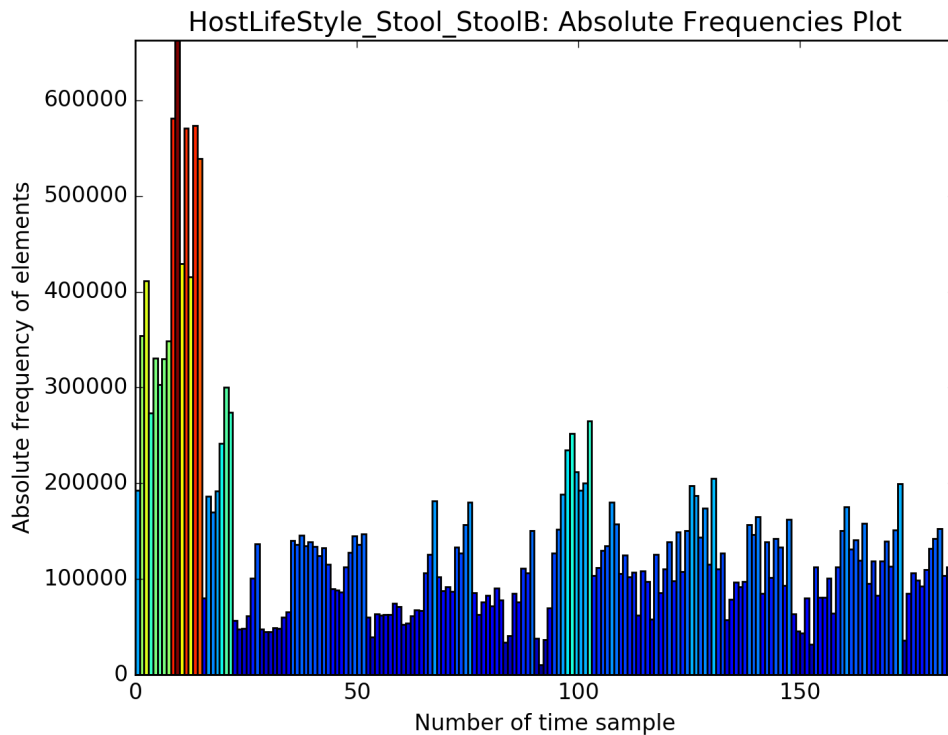


Figura 3.5: Abundancia absoluta

3.4.2. Ley de potencias

Con las tablas de abundancia relativa, complexCruncher comprueba si los datos se ajustan a un modelo lineal, no lineal o mixto (Materiales y métodos). En este estudio se encuentra que las fluctuaciones de abundancia relativa en los taxones siguen la ley de potencias de Taylor en todos los casos como se muestra en la figura 3.6. Se representa el ajuste exponencial de los datos representado en escala logarítmica para facilitar la visualización. El ajuste es robusto porque todos los casos presentan un coeficiente de determinación alto ($R^2 > 0.9$). Dentro de la ecuación, V corresponde a la ordenada en el origen y β a la pendiente. Estos dos parámetros están relacionados con la estabilidad del sistema, es decir, describen la variabilidad temporal del microbioma. En metagenómica existen, en general, dos tipos de propiedades estadísticas: $\beta = 0.5$ (distribución de Poisson) y $\beta = 1$ (distribución exponencial). En estos resultados se obtiene siempre una $\beta < 1$, lo cual indica que los taxones dominantes son menos susceptibles a las perturbaciones que el resto. Por otro lado, V representa la máxima amplitud de las fluctuaciones, esto es, la variación máxima teórica correspondiente a un género hipotético de abundancia relativa 1. Si V es pequeña, la variabilidad de abundancia a lo largo del tiempo sería pequeña y si V es grande, la variabilidad sería grande. Puede observarse que la variabilidad es menor en saliva que en intestino.

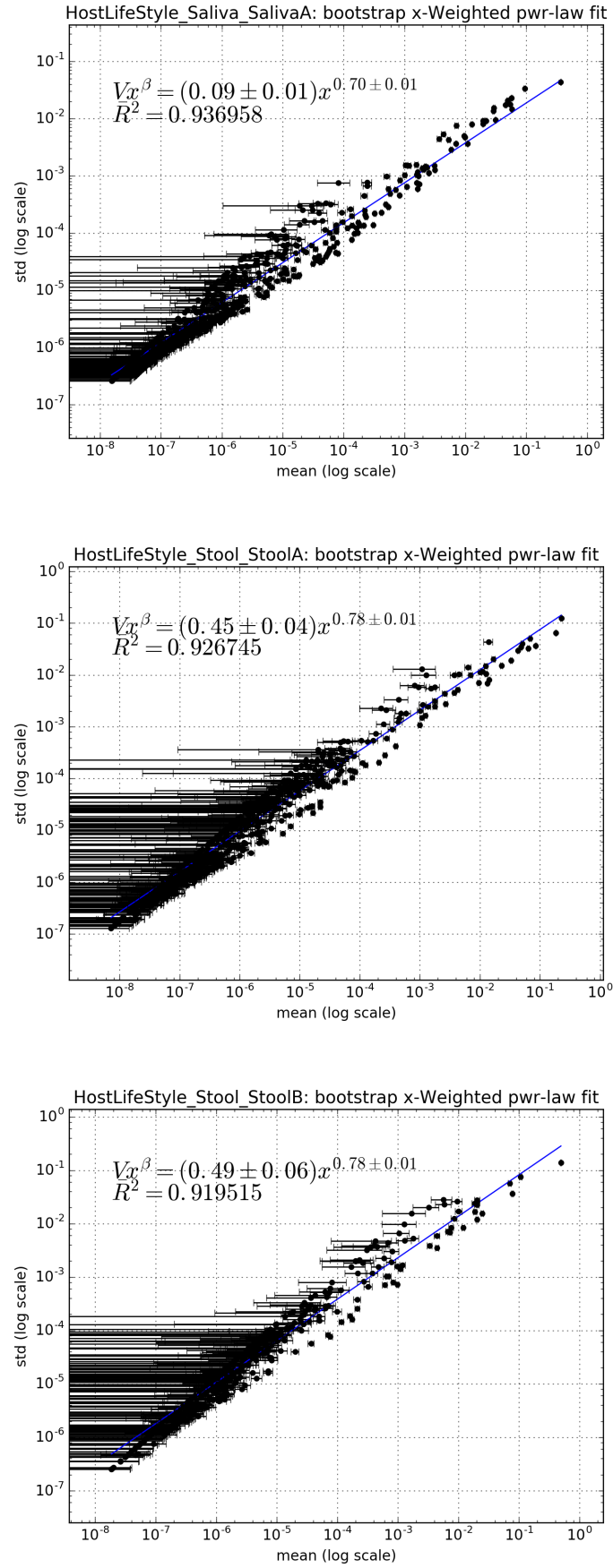


Figura 3.6: Ley de Taylor

Los parámetros de Taylor, V y β , están relacionados con el estado de salud del hospedador [8]. En general, se considera un estado sano del hospedador cuando el microbioma es estable a lo largo del tiempo y un estado de enfermedad cuando presenta variabilidad temporal. Existen excepciones como por ejemplo en niños, donde el microbioma está en continuo cambio hasta que se desarrolla por completo y entonces aquí el concepto se invierte, se considera sano un microbioma variable y enfermo un microbioma estable. Ya hemos visto los valores de V y β generales de los sujetos de este estudio pero ahora hay que analizarlos aprovechando las perturbaciones que causan el viaje y la infección de los individuos. Es un hecho empírico que los sujetos están enfermos durante el viaje y la infección por lo que la variabilidad temporal en el microbioma será mayor durante las perturbaciones pero, ¿cómo se encuentra el microbioma una vez que han pasado estos sucesos? Nuestra hipótesis es que se recupera la variabilidad inicial tras la perturbación. ComplexCruncher está preparado para hacer el cálculo de V y β en todos estos casos, ya que permite introducir un fichero excel por individuo con varias hojas: la primera hoja puede ser el periodo anual completo, la segunda hoja puede incluir el periodo previo a la perturbación, la tercera el periodo de la perturbación y la cuarta el periodo tras la perturbación. El programa distingue entre periodos sanos y de perturbación cuando el usuario se lo indica. Este paso se realizó aprovechando el mismo *script* en Python que formateaba los datos para pasar de QIIME a complexCruncher. El *script* genera las subtablas y produce 3 ficheros excel para introducir a complexCruncher:

	Días	Información
Saliva A	26 - 364	Datos anuales
	26 - 69	Antes del viaje
	72 - 122	Durante el viaje
	125 - 257	Después del viaje
	258 - 364	Después del viaje
Intestino A	0 - 364	Datos anuales
	0 - 70	Antes del viaje
	72 - 122	Durante el viaje
	123 - 257	Después del viaje
	259 - 364	Después del viaje
Intestino B	0 - 318	Datos anuales
	0 - 99	Antes de la infección
	100 - 143	Antes de la infección
	144 - 163	Infección
	164 - 318	Después de la infección

Tabla 3.2: Tabla muy bonita.

El resultado obtenido para saliva de sujeto A se muestra en la figura 3.7. Se muestran los valores de V y β enfrentados para los 5 intervalos de datos introducidos. El punto azul representa los valores generales que ya habíamos visto en la figura 3.6 A. El punto violeta nos muestra los valores antes del viaje, el amarillo durante el viaje y el negro y

rojo a la vuelta del viaje. Se aprecia claramente que el viaje ha producido un aumento de la variabilidad en el microbioma del individuo pero al regresar a su rutina habitual, se recuperan valores similares a los iniciales.

El resultado obtenido para intestino es aún más interesante. En la figura 3.9 se muestran combinados los valores V y β para el sujeto A y B. El círculo turquesa y la estrella verde son los valores generales que se vieron en la figura 3.6B y 3.6C. Si nos centramos en el sujeto A, vemos en violeta el periodo anterior al viaje, en amarillo el periodo del viaje y en negro y rojo el periodo tras el viaje. Se observa, al igual que en saliva, que los valores aumentan mucho durante el viaje y se recuperan casi como al estado inicial a la vuelta. Respecto al sujeto B, se colorea en azul oscuro y gris el periodo antes de la infección, en turquesa con forma de triángulo el periodo de infección y en fucsia el periodo tras la infección. De nuevo, los valores son mayores durante la infección y se recuperan hacia valores similares al estado inicial (aunque de forma más dispersa que en el donante A). Se corrobora así la hipótesis de que se recupera un estado similar, aunque no igual, al de partida tras una perturbación.

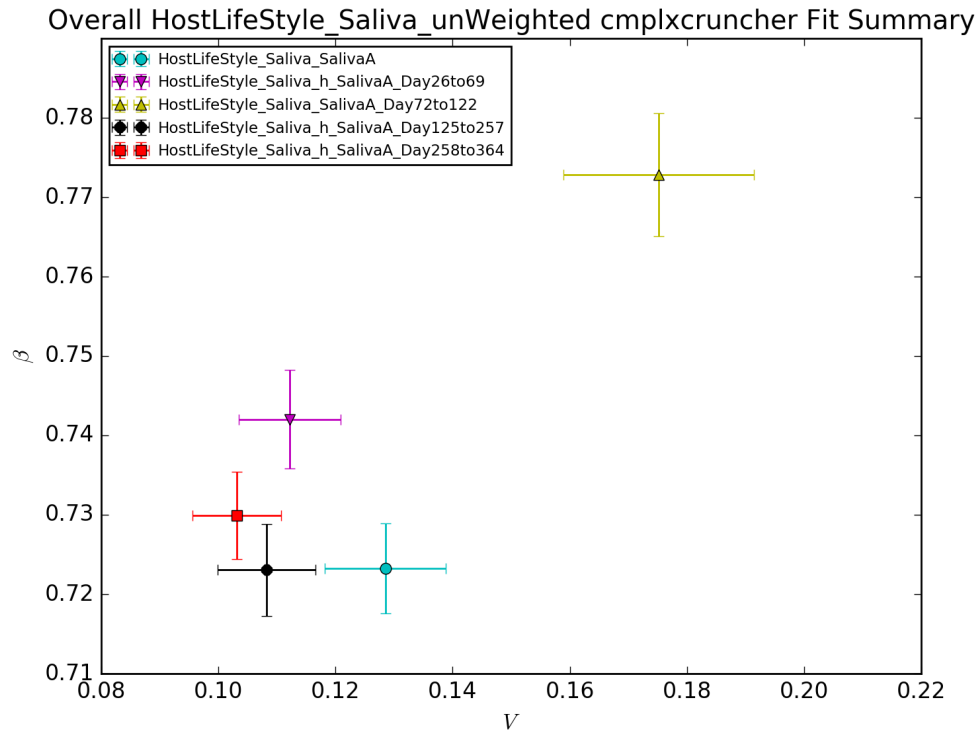


Figura 3.7: V y β saliva

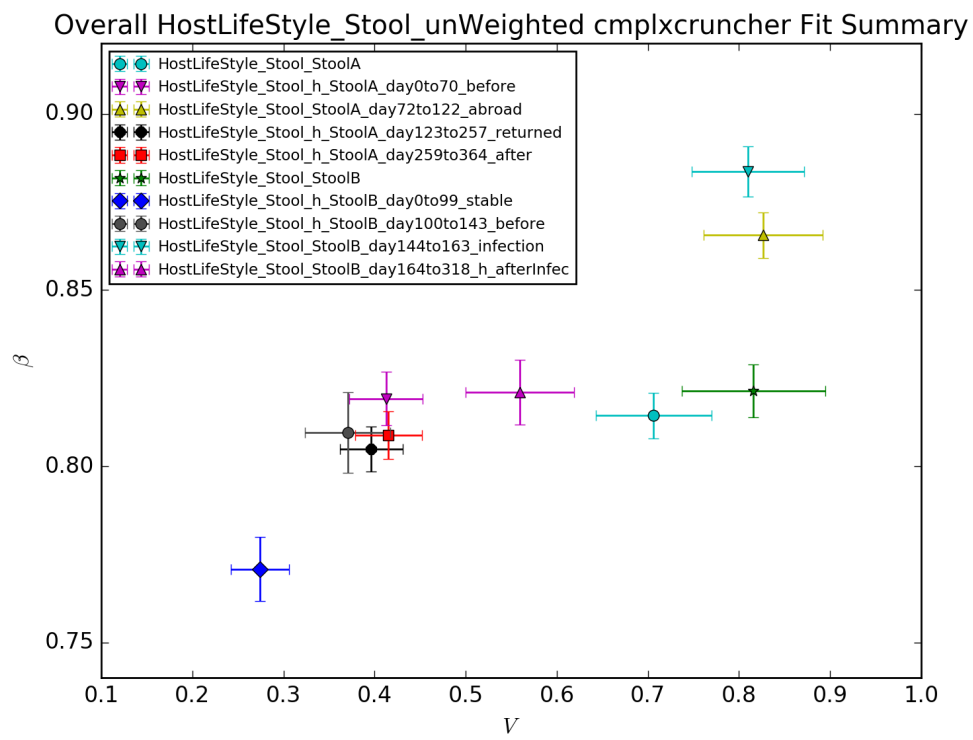


Figura 3.8: V y β stool

Se genera un plot resumen para comparar entre muestras. Hemos visto que tanto en saliva como en intestino aumentan los valores de V y β al producirse una alteración, pero los ejes presentan escalas diferentes. Para visualizarlas conjuntamente se normalizaron los datos restando a cada parámetro el valor medio y dividiendo el resultado por la desviación estándar del grupo de sujetos sanos para cada estudio independientemente. Además, se puede definir un área denominada zona sana (ver Materiales y métodos) dentro de la cual quedan los puntos correspondientes a los periodos sanos (antes y después de la perturbación). Quedan fuera de este área los puntos correspondientes al periodo del viaje y a la infección además de las dos series anuales completas.

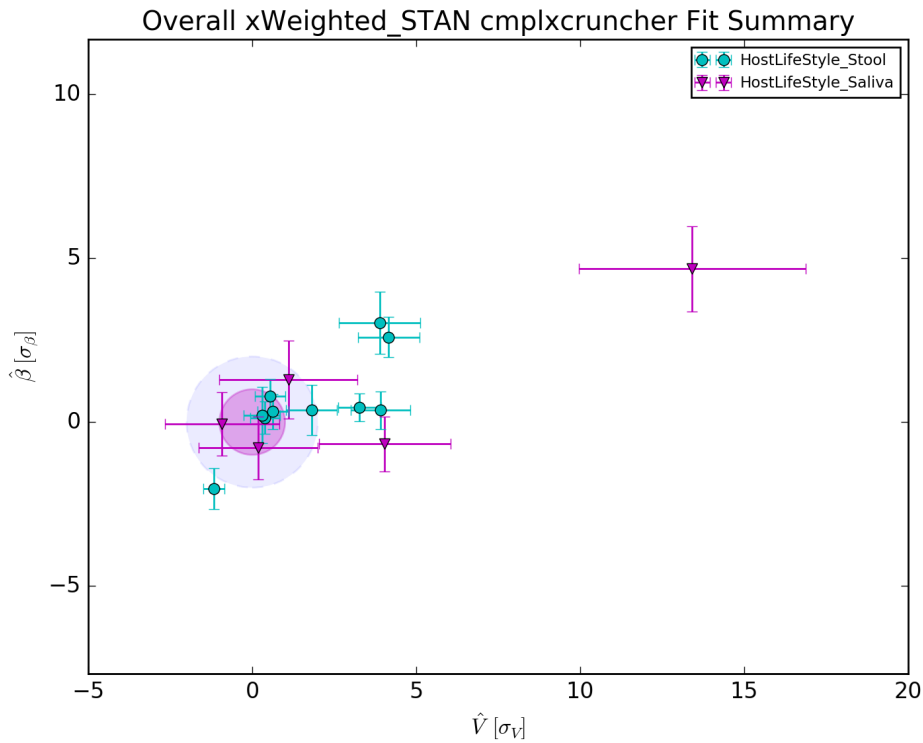


Figura 3.9: V y β summary

3.4.3. Clasificación por rango

Existe una dinámica en la estabilidad de los taxones. Imaginemos un día puntual en la vida del microbioma humano, supongamos que el taxón X es el más dominante ese día. Al día siguiente resulta que el taxón Y ha aumentado, por los motivos que sean, y ahora es el más dominante dejando al taxón X en segunda posición. Y al tercer día, el taxón Y vuelve a disminuir dejando al taxón X de nuevo en primera posición de abundancia.

Una forma de representar este *ranking* de taxones se plasma en la figura 3.10. En esta matriz se recogen en filas los 50 géneros más abundantes ordenados por abundancia y en columnas los días de toma de muestra. El color de cada celda representa el rango, esto es, el orden en *ranking* de cada taxón, siendo amarillo la representación del primer puesto y

violeta oscuro el último puesto. Por ejemplo, en el caso de saliva (figura 3.10): amarillo se corresponde con el número 1 y violeta oscuro con el número 573 (que es el último taxón). En general, se aprecia que los géneros más abundantes suelen ser los más estables. El género más abundante es *Streptococcus* y ocupa la primera posición en abundancia a lo largo de todos los días del año (ningún género lo supera en abundancia nunca). Otro género que llama mucho la atención es *Chryseobacterium*, ya que los primeros días del año es muy poco abundante y a partir del día 50 aproximadamente, aumenta su abundancia. Luego hay otros patrones intermitentes, que aparecen y desaparecen en pocos días como por ejemplo el caso de *Rummeliibacillus*.

En la parte derecha de la figura se muestra el cálculo de RSI (del inglés *Rank Stability Index*, discutido en Materiales y métodos) cuyo valor es 100 % para un elemento que nunca cambia en el *ranking* con el tiempo y 0 % para un elemento que oscila entre la primera posición y la última de un día a otro. El color en esta columna muestra a su vez una ordenación en base al RSI, es decir, amarillo será el máximo valor de RSI en los 50 taxones y violeta oscuro será el mínimo valor de RSI. Por ejemplo, en el caso de saliva (figura 3.10): amarillo es 100 (máximo RSI) y violeta oscuro es 82.4 (mínimo RSI). En el primer tercio de los 50 taxones, se observan valores de RSI elevados remarcando que los taxones más abundantes tienen más estabilidad. Sin embargo, en ocasiones se encuentran RSI elevados en el segundo o tercer tercio de los datos, generando las denominadas “islas de estabilidad”. Serían géneros que a pesar de no ser los más abundantes, se mantienen estables en su rango a lo largo del tiempo. Algunos ejemplos en la muestra de saliva son *Parvimonas* y *Eikenella*.

Por último, en la parte inferior de la matriz se muestra un gráfico con el estudio de la variabilidad a lo largo del tiempo. Se trata de dos medidas de variabilidad que aportan matices distintos: RV (siglas en inglés de *Rank Variability*) respecto al rango global y DV (siglas en inglés de *Difference variability*) respecto al rango del día anterior (detallado en Materiales y métodos). En la figura 3.10 se muestra que hay un pequeño aumento en ambas medidas de variabilidad durante los días 40-75 que se corresponden a los días que el sujeto estuvo de viaje (nótese que el periodo de viaje comprende los días 71-122 pero se corresponde al intervalo 40-75 en este gráfico porque se representan los 286 días que hubo muestra consecutivamente, obviando aquellos días en los que no hubo muestra). Especialmente se ven dos picos máximos de DV en los días 60 y 80 aproximadamente. Esta variación en la variabilidad es muy pequeña para considerarse significativa, por lo cual se deduce que el viaje no ocasionó demasiado cambio en la variabilidad del microbioma de saliva.

En la figura 3.11 está resumida la dinámica en la estabilidad de la muestra de intestino perteneciente al sujeto A. Aquí también se aprecia que los géneros más abundantes suelen ser los más estables. Sin duda lo que más llama la atención de esta figura es el desorden de rangos que se produce entre los puntos 71-122, correspondientes a los días en los que el

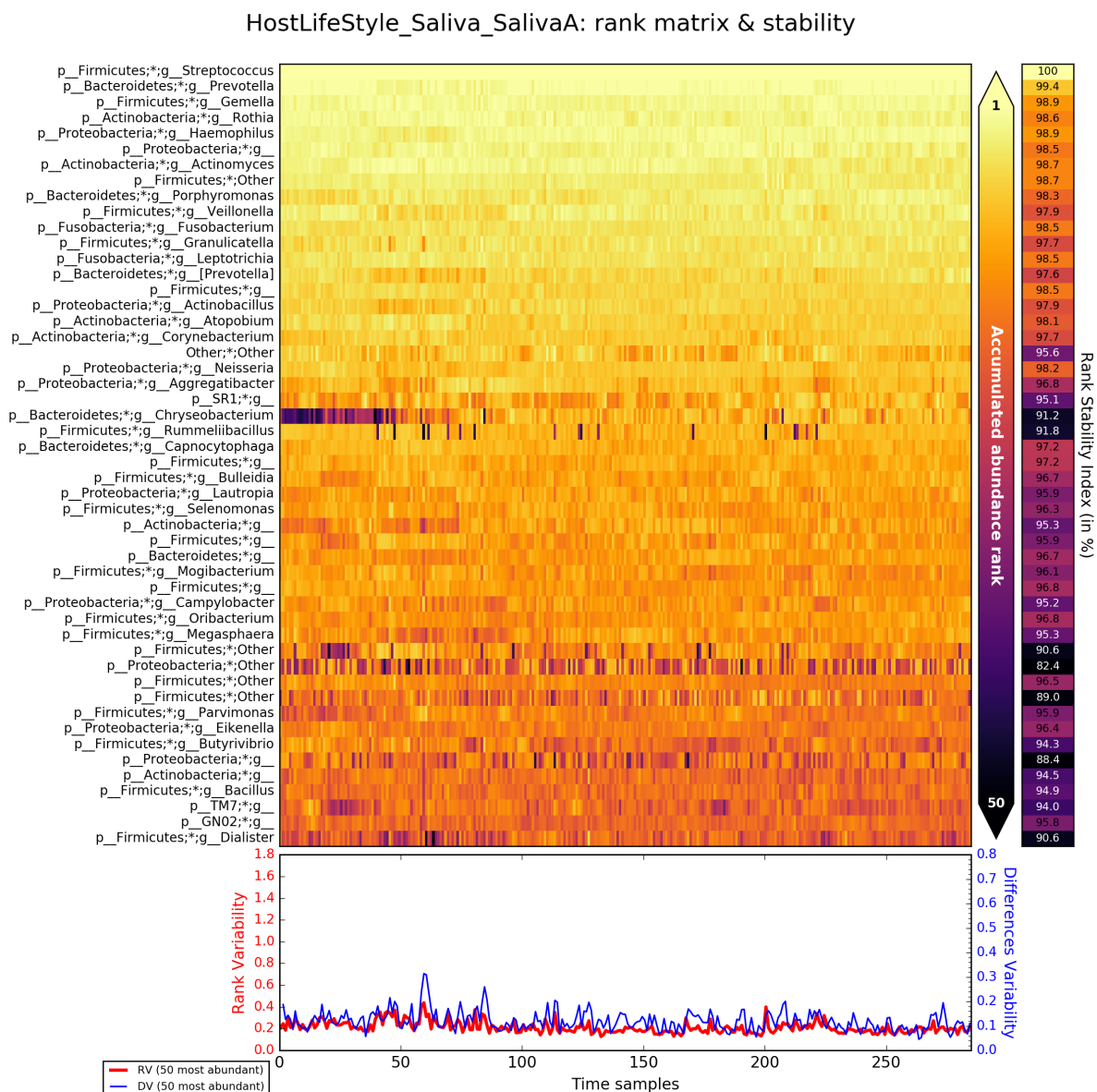


Figura 3.10: Rango saliva

sujeto estuvo de viaje en el extranjero (destacar que en estos datos también existen días sin muestra pero son a partir del regreso del viaje, por lo que se corresponden bien durante el mismo). Existen comportamientos muy interesantes como el género *Anaerostipes* que era muy abundante antes del viaje pero durante el viaje disminuye y a la vuelta recupera su abundancia inicial. También los géneros *Plesiomonas* y *Fusobacterium* que no son nada abundantes pero durante el viaje se dan las condiciones óptimas para su crecimiento. Y por último, el orden *Methylophilales* (etiqueta “p.Proteobacteria;*”g-”) que no le afecta el viaje pero aumenta drásticamente su abundancia al rededor del día 230 por motivos desconocidos. Si nos fijamos en el RSI de este último orden, con valor 96.2 %, podría consierarse la isla de estabilidad más llamativa en este sujeto.

En cuanto a la medida de variabilidad, se observa que ambas medidas se disparan

3.4. EXPLORANDO SERIES TEMPORALES

durante el viaje. Además, cabe destacar que a partir del punto 100, RV baja simulando una exponencial lo que supone una recuperación al estado inicial que sigue un cierto patrón. Si el sujeto hubiera permanecido más tiempo en el extranjero hubiera sido muy interesante comprobar lo que sucede. Algunas posibilidades pueden ser (i) que alcance un nuevo estado de equilibrio, ya sea uno igual al estado inicial o uno nuevo (lo que sería interesante poder demostrar cuánto tiempo se necesita para adquirir el equilibrio) y (ii) que nunca alcance el estado de equilibrio (lo cual sería poco probable ya que las personas inmigrantes no sufren la diarrea del viajero eternamente).

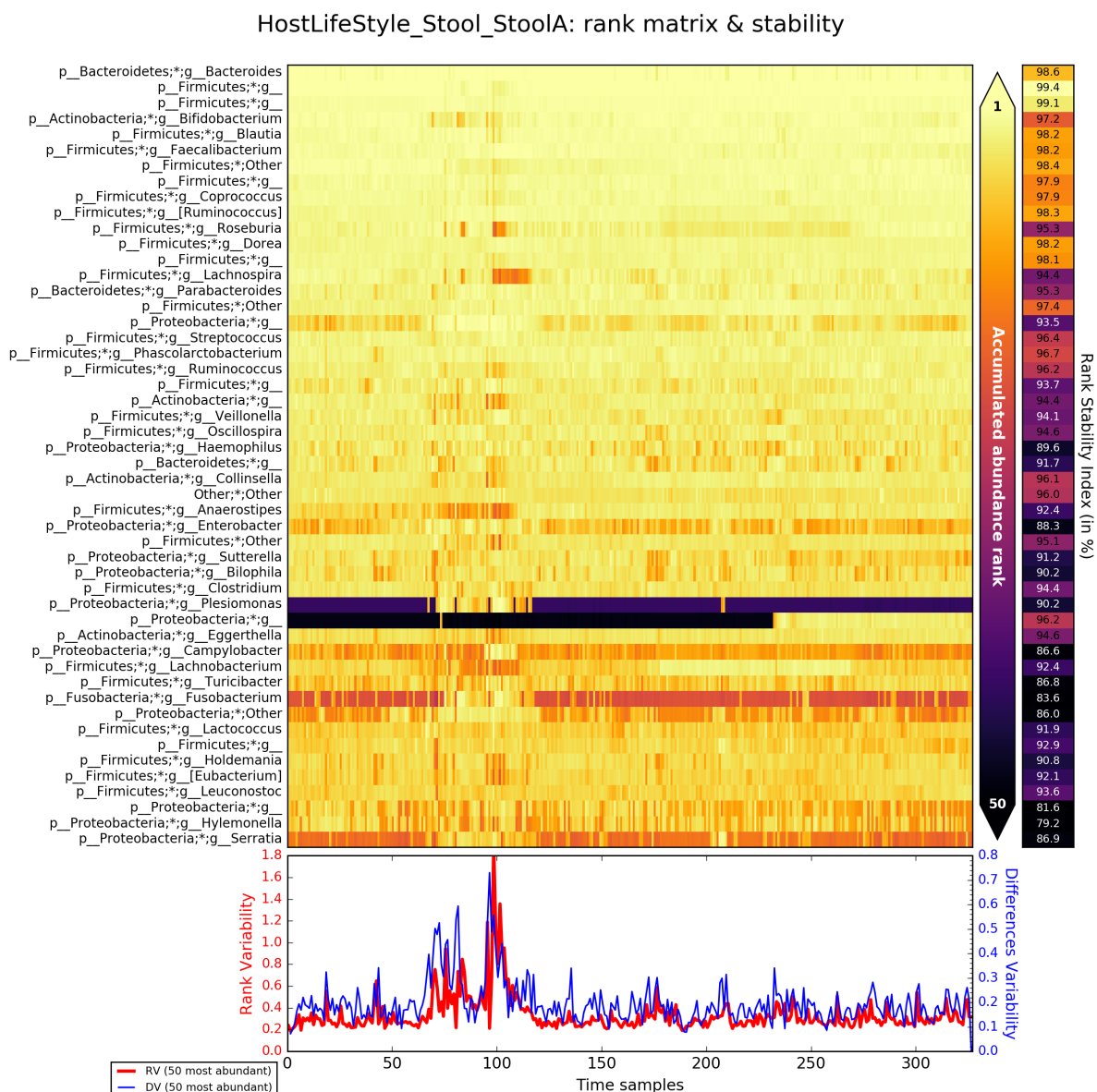


Figura 3.11: Rango stoolA

En la figura 3.12 está resumida la dinámica en la estabilidad de la muestra de intestino perteneciente al donante B. De nuevo los géneros más estables se corresponden con los más abundantes en general. Además, también se aprecia un cambio brusco de rango en el

punto 120 aproximadamente que se corresponde al día de inicio de la salmonelosis (apreciar que existen días donde no hubo muestra y en este gráfico se representan todos seguidos sin huecos como si fuera un muestreo continuo). Con esta turbación del sistema, géneros que eran muy abundantes ahora han disminuído su abundancia (como *Lachnospira*); o al contrario, géneros poco abundantes que son oportunistas y aumentan su abundancia (como *Dialister*). Luego existen comportamientos ajenos como *Bacteroides* y el orden *YS2* (etiqueta “p-Cyanobacteria;*;g-”) que son muy estables en su alta y baja abundancia respectivamente. De hecho, el segundo es una clara isla de estabilidad con $RSI = 97.7$ cuando ocupa el puesto 43 en abundancia.

Fijándonos en el gráfico inferior, la variabilidad sufre aumentos de un día a otro en varias ocasiones pero los picos más relevantes se obtienen a partir de la infección. Tanto RV como DV bajan casi exponencialmente como en el caso anterior pero parece que no recupera el estado inicial sino que más bien llega a un nuevo estado de variabilidad. De nuevo, con un muestreo durante más días se hubieran obtenido más conclusiones que serían interesantes.

3.5. Correlaciones

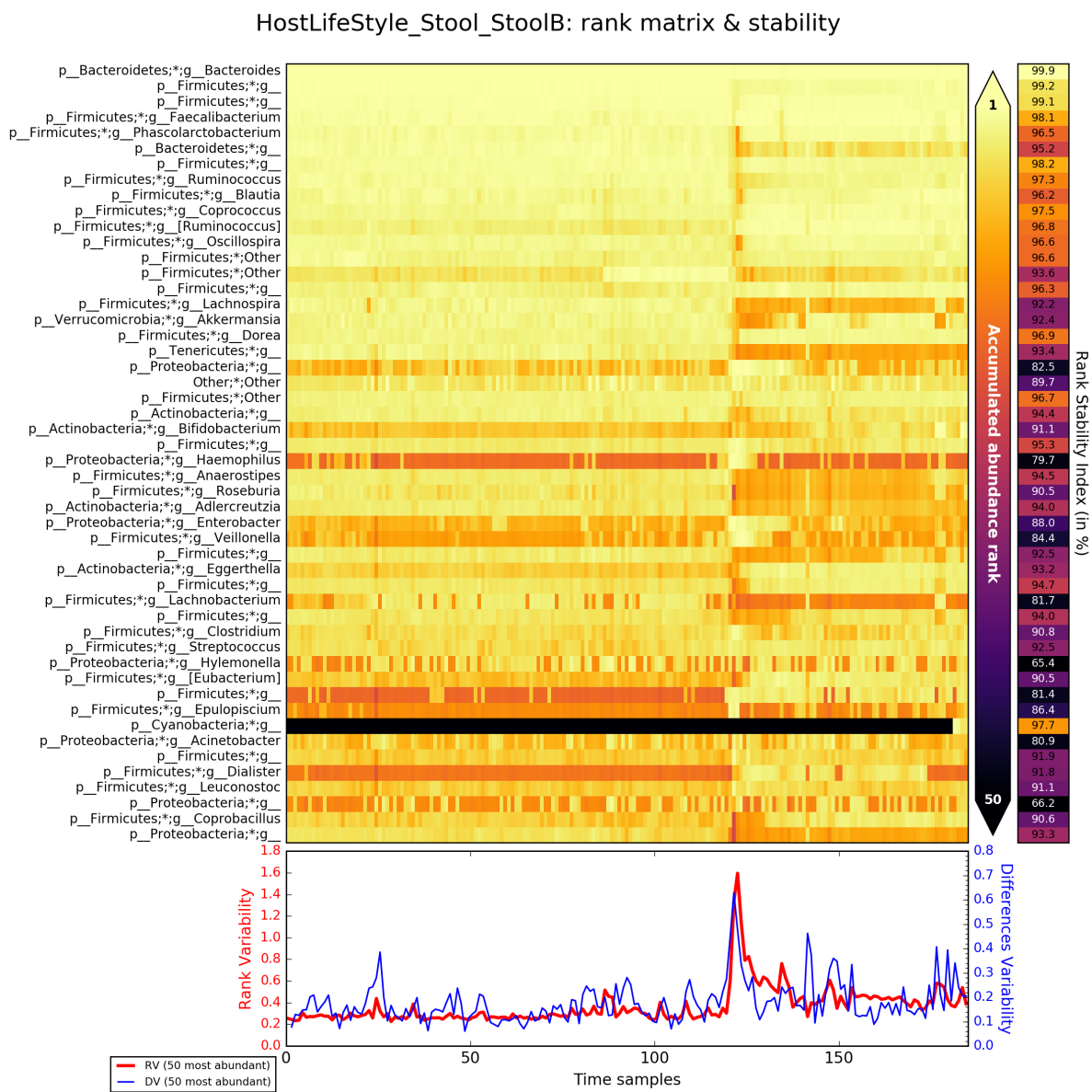


Figura 3.12: Rango stoolB

4 Discusión y conclusiones

5 Perspectivas de futuro

Bibliografía

- [1] **David, L.A., Materna, A.C., Friedman, J., Campos-Baptista, M.I., Blackburn, M.C., Perrotta, A., Erdman S.E., and Alm, E.J.** 2014. Host lifestyle affects human microbiota on daily timescales. *Genome biology*, **15**(7), p. R89.
- [2] **Tyson, G.W., Chapman, J., Hugenholtz, P., Allen, E.E., Ram, R.J., Richardson, P.M., Solovyev, V.V., Rubin E.M., Rokhsar D.S., and Banfield, J.F.** 2004. Community structure and metabolism through reconstruction of microbial genomes from the environment. *Nature*, **428**(6978), pp.37-43.
- [3] **Venter, J.C., Remington, K., Heidelberg, J.F., Halpern, A.L., Rusch, D., Eisen, J.A., Wu, D., Paulsen, I., Nelson, K.E., Nelson, W. and Fouts, D.E.** 2004. Environmental genome shotgun sequencing of the Sargasso Sea. *Science*, **304**(5667), pp.66-74.
- [4] **McArdle, B.H., Gaston, K.J., and Lawton, J.H.** 1990. Variation in the size of animal populations: patterns, problems and artefacts. *The Journal of Animal Ecology*, **59**(2), pp. 439-454.
- [5] **Caporaso, J.G., Kuczynski, J., Stombaugh, J., Bittinger, K., Bushman, F.D., Costello, E.K., Fierer, N., Pena, A.G., Goodrich, J.K., Gordon, J.I., and Huttley, G. A.** 2010. QIIME allows analysis of high-throughput community sequencing data. *Nature methods*, **7**(5), pp.335-336.
- [6] **Liu, Z., Lozupone, C., Hamady, M., Bushman, F. D., and Knight, R.** 2007. Short pyrosequencing reads suffice for accurate microbial community analysis. *Nucleic acids research*, **35**(18), p. e120.
- [7] **Taylor, L.R.** 1961. Aggregation, Variance and the mean. *Nature* **189**, pp. 732-35.
- [8] **Marti, J.M., Martínez-Martínez, D., Rubio, T., Gracia, C., Peña, M., Latorre, A., Moya, A. and Garay, C.P.** 2017. Health and disease imprinted in the time variability of the human microbiome. *mSystems*, **2**(2), pp. e00144-16.